



Universidad de Valladolid



**ESCUELA DE INGENIERÍAS
INDUSTRIALES**

UNIVERSIDAD DE VALLADOLID

ESCUELA DE INGENIERIAS INDUSTRIALES

Grado en Ingeniería Química

**Tratamiento biológico de aguas residuales de
origen porcino. Estudio comparativo entre consorcio
algas-bacterias y bacterias púrpuras fotosintéticas
del no sulfuro**

Autor:

Domínguez Labajo, Christian

Tutor:

Muñoz Torre, Raúl

Cotutor:

García Guzmán, Dimas Alberto

Dpto. Ingeniería Química y Tecnología del Medio Ambiente

Valladolid, Julio 2018.

Resumen

Este estudio comparó las eficiencias de eliminación de contaminantes presentes en purín diluido en dos fotobiorreactores abiertos inoculados uno con un consorcio de algas-bacterias (PBR-AB) y otro con bacterias púrpuras fotosintéticas (PBR-PPB) operando en continuo y en condiciones similares. Además, se estudió la influencia del tiempo de retención hidráulico (HRT) sobre las eliminaciones y la estructura de las poblaciones de microorganismos fotosintéticos. Las eliminaciones obtenidas en PBR-AB (84 ± 6 , 87 ± 4 , 91 ± 5 y $98\pm 1\%$ para carbono orgánico total (TOC), nitrógeno total (TN), fósforo total (PT) y zinc, respectivamente), fueron ligeramente superiores a las obtenidas en PBR-PPB (87 ± 6 , 83 ± 3 , 89 ± 5 y 93 ± 1 para TOC, TN, PT y zinc, respectivamente). El cambio de HRT de 10.7, 7.7 y 4.1 días provocó una disminución en las eliminaciones de materia orgánica y nitrógeno, pero no de fósforo y zinc. También provocó cambios en la productividad de biomasa y estructura de las poblaciones.

PALABRAS CLAVE (5): bacterias púrpuras fotosintéticas; consorcio algas-bacterias; fotobiorreactor; tiempo de retención hidráulico; tratamiento biológico de purín.

Abstract

This study evaluated the removal efficiencies of contaminants present in diluted piggery wastewater in two open photobioreactors inoculated with a consortium of algae-bacteria (PBR-AB) and with purple photosynthetic bacteria (PBR-PPB) operating in continuous mode under similar conditions. In addition, the influence of the hydraulic retention time (HRT) on the eliminations and photosynthetic population structures was studied. The removal efficiencies in PBR-AB (84 ± 6 , 87 ± 4 , 91 ± 5 and 98 ± 1 for total organic carbon (TOC), total nitrogen (TN), total phosphorus (PT) and zinc respectively) were higher than those obtained in PBR-PPB (87 ± 6 , 83 ± 3 , 89 ± 5 and $93\pm 1\%$ for TOC, TN, TP and zinc, respectively). The HRT variation from 10.7, to 7.7 and 4.1 day caused a decrease in organic material removal and nitrogen removal, but did not influence phosphorus and Zn removal. Moreover, it caused changes on biomass productivity and microbial population structure.

KEY WORDS: *algal-bacterial consortium; hydraulic retention time; photobioreactor; piggery wastewater treatment; purple photosynthetic bacteria.*

Contenido

1. Introducción	1
1.1 Problemática.....	3
1.2 Procesos de Microalgas	11
1.2.1 Eliminación de carbono	12
1.2.2 Eliminación de nutrientes.....	13
1.3 Procesos de Bacterias Púrpuras Fotosintéticas.....	15
1.3.1 Eliminación de carbono	16
1.3.2 Eliminación de nutrientes.....	17
1.4 Influencia de los parámetros ambientales en el crecimiento de microalgas y bacterias fotosintéticas púrpuras	19
1.4.1 pH.....	19
1.4.2 Temperatura	19
1.4.3 Luz.....	20
1.4.4 Oxígeno disuelto	21
1.4.5 Relación C/N/P	22
1.4.6 Metales Pesados.....	22
1.5 Fotobiorreactores	25
2. Objetivos.....	29
3. Materiales y Métodos	33
3.1 Inóculo.....	35
3.2 Purín	37
3.3 Descripción del experimento	39
3.4 Condiciones de operación	41
3.5 Monitorización del sistema.....	43
3.5.1 Temperatura y oxígeno disuelto	43
3.5.2 pH.....	43
3.5.3 Efluente e influente.....	43
3.5.4 Luz visible y luz IR	43
3.5.5 Recogida de muestra	44
3.6 Procedimientos analíticos.....	45
3.6.1 Sólidos suspendidos totales (TSS).....	45
3.6.2 Muestra de microorganismos	45

3.6.3 Carbono orgánico total (TOC), carbono inorgánico (IC), nitrógeno Total (TN).....	45
3.6.4 Amonio mediante método de Nessler	46
3.6.5 Fósforo total (TP).....	47
3.6.6 Metales pesados	47
3.6.7 Aniones	47
3.6.8 Identificación de microorganismos y poblaciones.....	48
3.6.9 Contenido de C, N y P en los microorganismos	48
3.7 Tratamiento de resultados analíticos	49
3.7.1 Media, desviación estándar e intervalo de confianza	49
3.7.2 Tasa de evaporación.....	50
3.7.3 Sólidos suspendidos totales	50
3.7.4 Concentración de TOC, IC y TN.....	50
3.7.5 Amonio	51
3.7.6 Fósforo total	51
3.7.7 Metales pesados.....	51
3.7.8 Aniones	51
3.7.9 Balance de materia.....	52
4. Resultados y Discusión	55
4.1 Parámetros ambientales.....	57
4.1.1 Tiempo de retención hidráulico.....	57
4.1.2 Temperatura	58
4.1.3 Iluminación artificial.....	59
4.1.4 pH	60
4.1.5 Oxígeno disuelto	61
4.2 Eliminación de contaminantes	63
4.2.1 Biodegradación de carbono orgánico total	63
4.2.2 Biodegradación de carbono inorgánico.....	65
4.2.3 Biodegradación de nitrógeno	67
4.2.4 Biodegradación de amonio	69
4.2.5 Biodegradación de fósforo total (PT)	71
4.2.6 Eliminación de metales pesados - Zinc	74
4.2.7 Eliminación de aniones.....	76
4.3 Producción y composición de la biomasa.....	79

4.3.1 Sólidos suspendidos totales	79
4.3.2 Dinámica de poblaciones. Dinámica de algas	80
4.3.3 Concentración de C, N y P en la biomasa. Balance de materia.....	86
5. Conclusiones y trabajo futuro	91
6. Bibliografía	95
7. Anexos	103
Anexo 1. Puntos de calibrado de bomba multicanal	105
Anexo 2. Recta de calibración de amonio	107
Anexo 3. Influyente, efluente, tasa de evaporación, temperatura, PAR, IR , pH y oxígeno disuelto.....	109
Cuadro resumen de medias en cada etapa y media global.....	109
Datos históricos de oxígeno disuelto, pH, influyente, efluente, tasa de evaporación, PAR, IR y temperatura	111
Anexo 4. Concentraciones de TOC, IC, TN, amonio, PT, zinc, aniones y sus tasas de eliminación.....	147
Cuadro resumen de medias en cada estado estacionario	147
Datos históricos de TOC, IC, TN, amonio, PT, zinc, aniones y sus tasas de eliminación	149
Anexo 5. Poblaciones de microorganismos	153
Sólidos suspendidos totales.....	153
Poblaciones de microalgas en PBR-AB.....	155
Poblaciones de microalgas en PBR-PPB	159
Contenido en C, N y P de los microorganismos	163
Tasa de recuperación de los microorganismos de C, N y P.....	165

1. Introducción

1.1 Problemática

La Unión Europea es el segundo productor de cerdo a nivel mundial por detrás de China. A título individual, España es uno de los 4 grandes productores mundiales, y el segundo a nivel europeo con un 19% de la producción, solo por detrás de Alemania que produce el 23% del ganado porcino en Europa, en datos de 2016 (figura 1.1) (European Commission, 2017). La industria porcina es un pilar básico de la economía española, puesto que supone el 14% de la Producción Final Agraria con una estimación cercana a los 6900 millones de euros de producción final para 2017 (MAPAMA, 2017). Sin embargo, en términos de cabezas de ganado, para el año 2016 en España se reportaron 29.2 millones de ejemplares, lo que coloca a España como primer país productor de la unión europea con el 19.6% del total de cabezas de porcino en territorio comunitario (figura 1.1) (FAO, 2016).

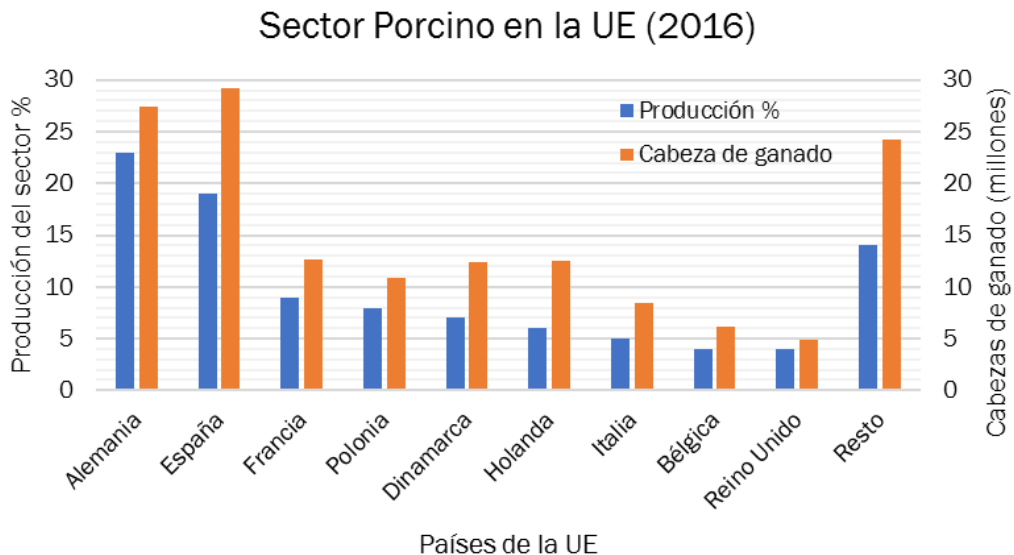


Figura 1.1 Estado del sector porcino en la Unión Europea, en datos de producción y cabezas de ganado, en 2016 (European Commission, 2017) (FAO, 2016)

Lo anterior refleja que esta actividad económica genera una gran cantidad de aguas residuales que requieren tratamiento antes de su descarga. En este contexto, teniendo en cuenta que se produce entre 4 y 8 L de purín por cerdo al día, esto implica que anualmente en España se producen entre 42 y 85 millones de m³ de aguas residuales de origen porcina. Estas aguas residuales contienen altas concentraciones de materia orgánica, sólidos, nutrientes y metales pesados, lo que justifica la necesidad de tratamiento antes de su descarga a cauces de agua naturales (García y col., 2017b). Debido a lo anterior, se requieren tecnologías de tratamiento eficientes, económicas y medioambientales sostenibles para purificar este tipo de efluentes de alta

carga contaminante hasta obtener un agua de buena calidad para poder verter. La calidad de los distintos tipos de masas de agua se recoge en el Real Decreto 817/2015, de 11 de septiembre, Anexo II, donde, por ejemplo, un río presenta una calidad buena o moderada si presenta los siguientes niveles de nutrientes (BOE, 2015).

- Amonio: entre 1 mg/L y 0.6 mg/L, según el tipo de río
- Fosfato: entre 0.4 mg/L y 0.5 mg/L, según el tipo de río
- Nitrato: 25 mg/L

Una inadecuada gestión del purín puede provocar graves problemas medioambientales, como por ejemplo la sobre-fertilización y abrasión de los suelos, la liberación de amoníaco a la atmósfera, la contaminación de los suelos por nitratos y fosfatos y, finalmente, la eutrofización de los cuerpos de agua (Soldevila Lafon, 2008). Tradicionalmente el purín ha sido empleado como fertilizante debido a sus altos niveles de nitrógeno y fósforo, que en contacto con la tierra se transforman en nitratos y fosfatos (tabla 1.1). Sin embargo, los campos fertilizados tienen una capacidad limitada de asimilación de estos nutrientes, por lo que una sobre-fertilización puede provocar diversos problemas asociados a la calidad del aire, agua y suelo.

Parámetros	Rango de Concentraciones (mg/L)	
	TS	6000
TN	3000	4700
TP	900	1300
BOD ₅	10000	20000
COD	38000	42000
Materia orgánica	35000	40000
Metales pesados	↔	

Tabla 1.1 Composición de aguas residuales de origen porcino (García Ferrero, 2013)

La alta concentración de nitrógeno presente en el purín en forma de amonio hace que este se libere a la atmósfera en forma de amoníaco por stripping. La presencia en altas concentraciones de estos compuestos en el suelo provoca la filtración a los acuíferos cercanos, contaminando así las aguas subterráneas. Finalmente, la presencia de altas concentraciones de nitratos en aguas

subterráneas es un grave problema tanto sanitario como medioambiental puesto que una parte del territorio nacional, principalmente zonas rurales con baja población, tiene su abastecimiento de agua de pozos y acuíferos y si estas aguas superan los 50 mg/L de nitratos que marca las normativas europeas, ya no se considerarían aptas para consumo humano (BOE, 2003).

Otro gran problema medioambiental es el aumento de nutrientes en las aguas superficiales, especialmente de los compuestos de nitrógeno y de fósforo, que provoca un crecimiento acelerado de algas y especies vegetales superiores. Es sobrecrecimiento de micro y macroalgas afecta muy negativamente a la calidad del agua y puede llegar a desequilibrar el ecosistema causando el fenómeno que se conoce como eutrofización. En este contexto, la proliferación algal que cubre la superficie de ecosistemas acuáticos eutrofizados no permite el paso de la luz e impide las actividades fotosintéticas de los organismos del fondo, acarreando su muerte y una disminución del oxígeno disuelto asociada a la lisis celular de micro y macroalgas (Gobierno de España, 2017).

Otro de los grandes problemas del purín es la presencia de metales pesados. La presencia de determinados metales en el purín deriva de la alimentación que sigan los cerdos, de ahí que la presencia de unos u otros metales varíe. Se ha reportado la presencia de metales como cromo, níquel, plomo o cadmio (Gunkel-Grillon y col., 2015), aunque los metales más comunes son el cobre y el zinc (De la Torre y col., 2000). Estos metales son oligoelementos, compuestos esenciales en el crecimiento de los microorganismos, mas una concentración elevada conlleva una inhibición del crecimiento, en función de la tolerancia del microorganismo (Muñoz y col., 2006).

Para minimizar el impacto ambiental de la industria porcina existen una serie de medidas y técnicas de obligada implantación. Las mejores técnicas disponibles (MTD) relacionadas directamente con el tratamiento de purines son aquellas denominadas “de procesado *in situ*”. Existen, sin embargo, otras MTD enfocadas al almacenamiento de estiércol (fracción sólida de las deyecciones) y al almacenamiento de purín (fracción líquida de las deyecciones). El procesado *in situ* comprende aquellas técnicas aplicables cuando se quiere reducir las emisiones a la atmósfera y al agua de nitrógeno, fósforo, olores, patógenos y también facilitar el almacenamiento posterior y/o la fertilización de campos. Entre las técnicas de tratamiento de residuos de origen porcino que contemplan las MTDs para procesado *in situ* se encuentran las siguientes (Gobierno de España, 2017):

- Separación mecánica de purines, separando la mayor parte de la fracción sólida y la fracción líquida.
- Digestión anaerobia del estiércol en una instalación de biogás.

- Utilización de un túnel de secado exterior para el estiércol.
- Digestión aerobia de purines.
- Nitrificación-desnitrificación de purines.
- Compostaje de la fracción sólida del estiércol.

Estas técnicas son aplicables tanto como paso previo como paso posterior de otras técnicas siempre que haya poco terreno disponible para aplicar el estiércol y/o no pueda transportarse para aplicarse en el campo debido a un excesivo coste económico.

No existe una MTD que actúe sobre las emisiones de amoníaco de manera específica, si bien es cierto a través de otras si se pueden reducir indirectamente. En cuanto a las emisiones de gases de efecto invernadero, en concreto de metano, la digestión anaerobia reduce los niveles de emisión en función de la eficacia del proceso, el tratamiento aerobio los reduce prácticamente a cero si se gestionan bien los lodos, mientras que el compostaje por su parte elimina el 99.5% del metano potencialmente emitido.

Las MTD descritas no actúan sobre las emisiones en agua y suelos con el objetivo de reducirlas o evitarlas. Al efluente obtenido del procesado *in situ* se le aplicarán las respectivas MTD de almacenamiento o aplicación al campo (Gobierno de España, 2017).

Algunas de las MTD más empleadas son el tratamiento anaerobio y los procesos de nitrificación-desnitrificación aerobios. A continuación, se procede a explicarlos:

- **Tratamiento anaerobio**

Durante una digestión anaerobia la materia orgánica es descompuesta por microorganismos en ausencia de oxígeno, produciendo dióxido de carbono, metano y biomasa (Fernández, 2008). Esta digestión consta de varias etapas:

- Hidrólisis. La materia orgánica compleja es degradada por enzimas liberadas por las bacterias fermentativas en materia orgánica más sencilla.
- Acidogénesis. Las bacterias fermentativas transforman esta materia orgánica en ácidos grasos volátiles y otros compuestos, que dependen de la naturaleza inicial de la materia orgánica.
- Acetogénesis. A partir de los productos de la acidogénesis se producen por acetogénesis sintrófica CO₂, H₂ y acetato.
- Metanogénesis. Existen dos rutas. La principal (70% del metano) es la degradación del acetato por parte de *archeas* a metano. La otra ruta (30% del metano) se obtiene de la biorecombinación de H₂ y CO₂ a través de hidrogenotrófos.

Una de las configuraciones más comunes de reactor para este tipo de tratamientos es el CSTR (completely stirred tank reactor), donde se pueden conseguir eliminaciones de hasta el 82% operando a un tiempo de retención hidráulico de 30 días (Montalvo y col., 2006).

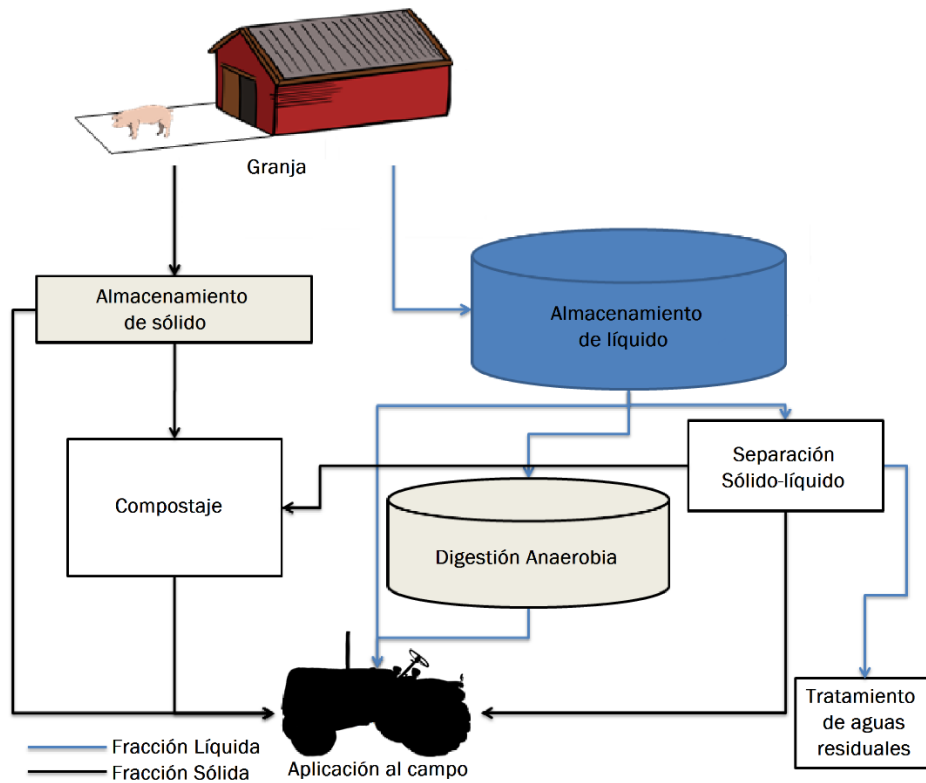
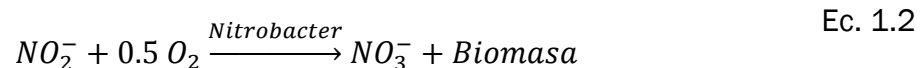
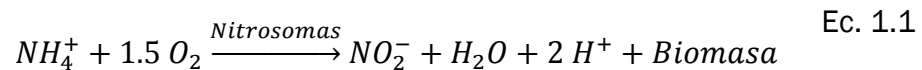


Figura 1.2 Esquema de tratamiento de purines con digestión anaerobia

- **Tratamiento aerobio mediante nitrificación-desnitrificación**

En el purín, la mayor parte del nitrógeno se encuentra en forma de amonio (Fernández, 2008). Para eliminar este amonio los microorganismos realizan dos transformaciones consecutivas (figura 1.3):

- Nitrificación. El amonio es transformado a nitrito y seguidamente a nitrato. Esto es realizado por bacterias aerobias autótrofas de los generos *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* según las reacciones Ec. 1.1 y Ec. 1.2.



- Desnitrificación. Bacterias heterótrofas transforman el nitrato en condiciones anóxicas a sus formas más reducidas (N_2 , NO y N_2O). Para ello, las bacterias necesitan materia orgánica,

aproximadamente 3.7 gramos de DQO para eliminar 1 gramo de nitrato, según la reacción Ec. 1.3.



Para la eliminación de nutrientes el proceso más común suele ser el de fangos activos, donde la eliminación de amonio es muy cercana al 100% y la eliminación del nitrógeno total Kjeldahl (NKT) ronda valores del 80%.

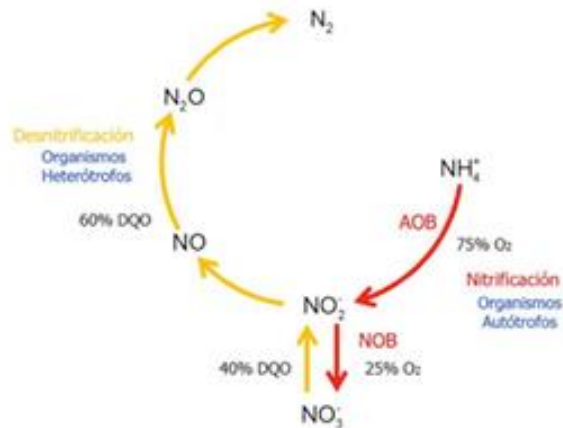


Figura 1.3 Esquema del proceso de nitrificación-desnitrificación

Sin embargo, estos sistemas de tratamiento convencionales conllevan elevados costes de operación e impactos ambientales, por lo que el uso de fotobiorreactores inoculados con un consorcio de microalgas y bacterias como biocatalizadores para asimilar y/o degradar la materia orgánica, nutrientes y el resto de los contaminantes presentes en el purín se está consolidando como una alternativa viable, respetuosa con el medio ambiente y sostenible. Esto último es posible debido a la oxigenación fotosintética del proceso por parte de las microalgas, cuya demanda energética es menor que la asociada a la oxigenación mecánica. En estos procesos, el oxígeno producido por las microalgas es usado tanto por microalgas como por bacterias para oxidar la materia orgánica y el amonio.

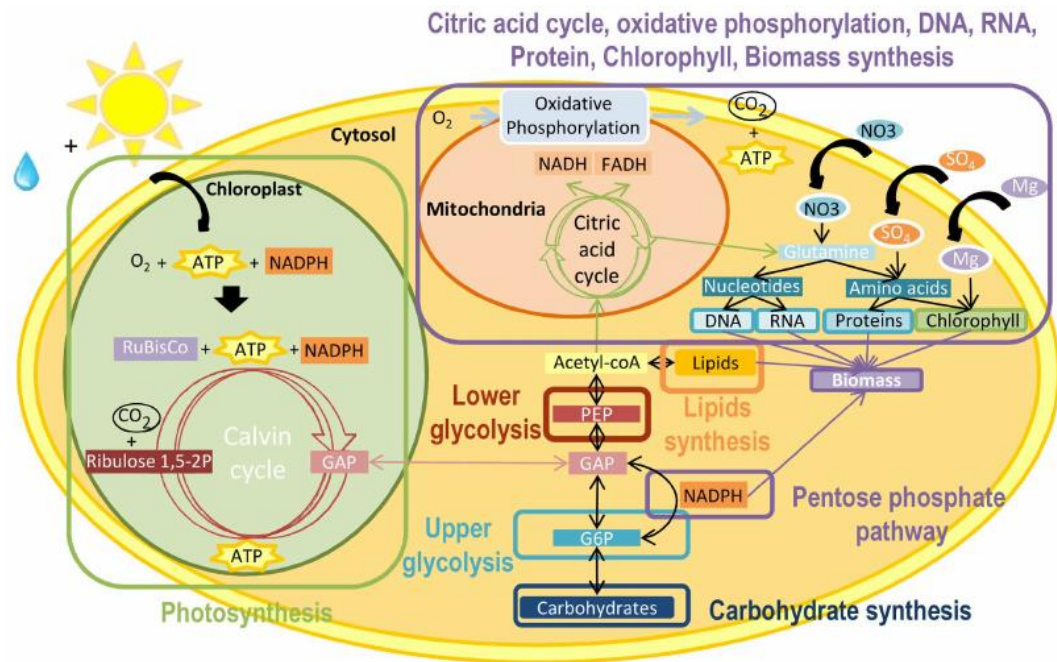


Figura 1.4. Rutas metabólicas simplificadas de una microalga fotoautótrofa

Diversos estudios se han realizado para evaluar el potencial de los fotobiorreactores de microalgas y bacterias para el tratamiento de purines. Por ejemplo, García y col. (2017b) evaluaron el tratamiento de purín en dos diluciones diferentes y en condiciones de interior y exterior en fotobiorreactores de 1 etapa de 3 L a un tiempo de residencia de 26 días. En dicho estudio, las eliminaciones de C orgánico, N y P en interior variaron en los rangos 87-94 %, 30-56 % y 99%, respectivamente. Del mismo modo, Godos y col. (2009) comparó los resultados en el tratamiento de aguas en dos fotobiorreactores de 464 litros en el exterior con dos diluciones diferentes de purín a tiempos de residencia de 10 días, con eficiencias de eliminación de C y N de $76 \pm 11\%$ y $88 \pm 6\%$, respectivamente.

Por otro lado, existe poca investigación en el tratamiento de purines con bacterias púrpuras fotosintéticas, cuyo metabolismo permite una asimilación mejorada de C, N y P debido a los mayores rendimientos celulares durante la fotosíntesis anoxigénica. Hülsen y col. (2018) publicaron recientemente un estudio donde se tratan distintas aguas residuales, entre ellas purín, empleando bacterias púrpuras fotosintéticas y microalgas en *batch*, comparándolas y comprobando que las microalgas tienen una mejor tasa de eliminación de C, N y P (91%, 91% y 73% respectivamente) que las bacterias (74%, 80% y 55% respectivamente). Sin embargo, la mayor parte de los estudios de tratamiento de aguas residuales con bacterias púrpuras fotosintéticas se han llevado a cabo con aguas de origen doméstico en montajes a escala de laboratorio. Por ejemplo, Hülsen y col. (2016a) estudiaron la viabilidad de este tipo de tratamientos a baja temperatura comparando

resultados de eliminación entre dos fotobiorreactores anaerobios de membrana a 10°C y 22°C operados a un tiempo de residencia menores de un día. Finalmente se alcanzó un efluente con concentraciones dentro del límite de descarga y eficiencias de eliminación para el reactor a 22°C de C, N y P de 91%, 81% y 82%, respectivamente, y para el reactor a 10°C de C, N y P de 87%, 77% y 98%, respectivamente.

1.2 Procesos de Microalgas

En los ambientes acuáticos, las microalgas coexisten con las bacterias creando relaciones simbióticas. Estas simbiosis han sido estudiadas con el objetivo de poder adaptarlas a múltiples aplicaciones como el tratamiento de aguas o la producción de biopolímeros. En muchas ocasiones estas simbiosis son demasiado complejas y se desconocen las interacciones que subyacen a estos procesos (Guo y col., 2014).

De estas interacciones, algunas son mutuamente beneficiosas, como es el intercambio de O_2 y CO_2 , donde las microalgas producen el O_2 a través de la fotosíntesis que necesitan las bacterias aerobias para oxidar la materia orgánica y producir CO_2 , que es empleado por las microalgas en la fotosíntesis (figura 1.5). Esta simbiosis tiene, entre sus muchas aplicaciones, el tratamiento de aguas residuales, reduciendo el gasto energético debido a la alta capacidad de oxigenación de las microalgas y a los altos rendimientos de biomasa de estos procesos (Alcántara y col., 2015).

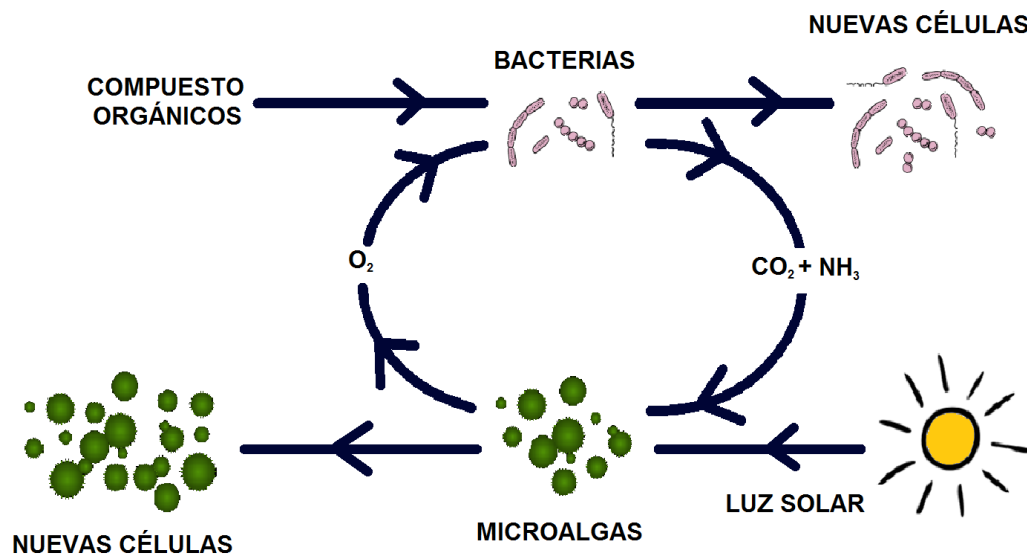


Figura 1.5 Relación simbiótica entre microalgas y bacterias

Algas y bacterias también pueden relacionarse a través de la liberación al medio de metabolitos. Las bacterias pueden liberar promotores del crecimiento de algas, o también pueden segregar alguicidas. Por otro lado, las algas pueden liberar materia orgánica que favorece el crecimiento de bacterias, o también son capaces de sintetizar sustancias bactericidas. Las algas también son capaces de incrementar el pH y la temperatura del medio de cultivo para inhibir el crecimiento de las bacterias. Por otra parte, algas y bacterias pueden inhibirse mutuamente si existe una competencia por nutrientes (Guo y col., 2014).

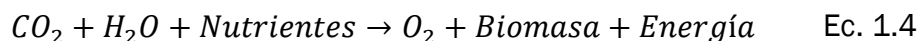
Todas estas características hacen que las algas tengan una gran versatilidad de aplicaciones, desde el tratamiento de aguas residuales (urbanas, industriales o ganaderas) (Caporgno y col., 2015) a la producción de biocombustibles (Maeda y col., 2018) y biocaptura de CO₂ (Cheah y col., 2015). Los bajos costes de operación e impactos ambientales justifican que los procesos de microalgas estén sustituyendo a otras técnicas menos amigable con el medio ambiente para estas aplicaciones (Muñoz y col., 2006).

Dentro del tratamiento de aguas residuales, se ha demostrado que las algas tienen muchas aplicaciones como son la eliminación de la demanda biológica de oxígeno (DBO), eliminación de nutrientes, eliminación de metales pesados, eliminación de patógenos, eliminación de contaminantes recalcitrantes o monitorización de toxicidad (Muñoz y col., 2006). Por su parte, la biomasa algal producida del proceso de tratamiento de aguas residuales puede emplearse para la generación de biocombustibles como biogás, bio-oil, bioetanol o biodiesel (Khan y col., 2017; Patil y col., 2018).

1.2.1 Eliminación de carbono

La eliminación de carbono puede llevarse a cabo mediante tres tipos de metabolismos algales que pueden darse simultáneamente en microalgas (Alcántara y col., 2015):

- **Fotoautótrofo.** En este metabolismo, el organismo toma como fuente de carbono el CO₂ (carbono inorgánico). Para poder crecer y sintetizar nuevos compuestos las microalgas necesitan una fuente de energía (Ec. 1.4). Esta fuente de energía es la luz solar, que se recoge a través de los pigmentos del microorganismo. Con el carbono y esta energía capturada, los microorganismos crecen y sintetizan compuestos orgánicos, los cuales, una gran parte se almacenan en su interior mientras que otra parte es liberada al medio como metabolitos extracelulares. En el caso de las microalgas, estos compuestos liberados pueden ser empleados por las bacterias presentes en el medio para su crecimiento heterótrofo.



El contenido en carbono de la biomasa de las algas varía entre un 43% y un 56%, por lo que aproximadamente se necesitan 1.8 kg de CO₂ por cada kg de biomasa (Posadas y col., 2017). La presencia de altas concentraciones de CO₂ puede causar la inhibición del crecimiento algal, sin embargo, la alta tolerancia de algunas especies hace que la

bioconversión de CO₂ sea entre 10 y 50 veces más efectiva que la fotosíntesis de las plantas superiores. La producción de O₂ es aprovechada por las bacterias simbióticas para degradar la materia orgánica, produciendo nueva biomasa, CO₂ y nutrientes aprovechables nuevamente por las algas. Esta producción de O₂ puede, además, aumentar la oxidación del amonio y de la materia orgánica presente en el medio, reduciendo costes operacionales en cuanto a la adición de O₂ mediante aireación, lo que repercute en una reducción de la volatilización de contaminantes asociada a esta aireación.

- **Heterótrofo.** Los microorganismos emplean los compuestos orgánicos disponibles para su crecimiento como fuente de carbono y energía. Generalmente, la heterotrofia se basa en respiración, y para ello oxidan esos compuestos orgánicos con el O₂ disuelto en el medio. Gracias a esta oxidación, el microorganismo obtiene la energía necesaria para su mantenimiento y crecimiento.
- **Mixótrofo.** Los organismos mixótrofos son capaces de adaptarse a las condiciones y variar su metabolismo entre el fotoautótrofo y el heterótrofo. Este tipo de metabolismo es típico de las microalgas, que en periodos de luz son fotoautótrofas, y en ausencia de luz, cambian su comportamiento al heterótrofo para poder mantenerse. Este metabolismo subyace en la mayor parte de los procesos de depuración de aguas residuales con microalgas.

1.2.2 Eliminación de nutrientes

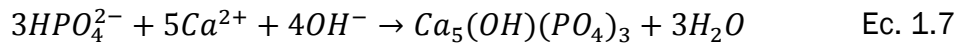
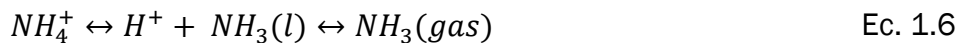
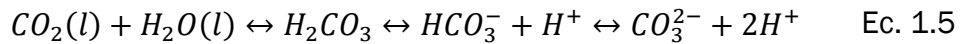
Los consorcios de algas-bacterias necesita de una fuente de nitrógeno y fósforo para su crecimiento y degradación de la materia orgánica. Existen tres mecanismos por los cuales algas y bacterias obtienen estos nutrientes de las aguas residuales.

- **Eliminación de nutrientes asimilativa**

La asimilación de nutrientes a la nueva biomasa es función directa de la luz existente y del carbono inorgánico disponible durante la fotosíntesis o bien de la concentración de carbono orgánico biodegradable durante el metabolismo heterotrófico. El contenido de las microalgas en nitrógeno varía entre el 6.6% y 9.3%, mientras que en fósforo varía entre 0.2% y 3.9% (Posadas y col., 2017).

- **Eliminación de nutrientes abiótica**

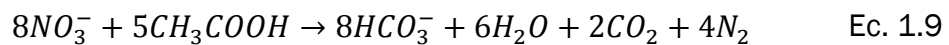
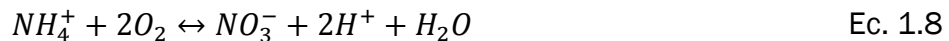
La actividad fotosintética de las algas provoca un aumento del pH debido a la eliminación del CO₂ del medio. Esto es debido al desplazamiento del equilibrio químico de la reacción Ec. 1.5 del CO₂. Este alto pH desplaza el equilibrio del par NH₄⁺/NH₃ hacia el amoníaco (Ec. 1.6) provocando su stripping del sistema. Además, en presencia de Ca²⁺ y Mg²⁺ y alto pH, el fósforo presente en el medio en forma de PO₄³⁻ precipita, siguiendo la reacción Ec. 1.7.



Entre los mecanismos de eliminación abiótica y asimilativa, los porcentajes de eliminación para nitrógeno y fósforo en HRAPs piloto son del 60-80% y 60-70%, respectivamente (Posadas y col., 2017).

- **Eliminación de nutrientes disimilatoria**

La eliminación disimilatoria de nitrógeno en procesos de algas-bacterias suele tener dos pasos secuenciales: nitrificación y desnitrificación. La nitrificación consiste en transformar el amonio presente en el medio primero en nitrito y después en nitrato en presencia de O₂. Esta reacción puede verse en la reacción Ec. 1.8. El proceso de desnitrificación reduce el nitrato a nitrógeno a través de bacterias heterótrofas en condiciones anóxicas, tal como describe la reacción Ec. 1.9 (Posadas y col., 2017).



1.3 Procesos de Bacterias Púrpuras Fotosintéticas

Estas bacterias son similares al resto de bacterias, sin embargo, presentan rutas metabólicas similares a la fotosíntesis de las algas, pero sin producir oxígeno (fotosíntesis anoxigénica). En la naturaleza se encuentran en hábitats acuáticos y terrestres, aunque algunas especies se han adaptado a condiciones extremas de temperatura, pH o de salinidad (extremófilas) (Hunter y col., 2009).

Una división típica de este grupo de bacterias es la clasificación entre bacterias púrpuras del azufre y bacterias púrpuras del no azufre. Las bacterias púrpuras del azufre son capaces de tolerar concentraciones de sulfuro de milimoles (mM) y pueden oxidar el sulfuro a azufre elemental, y almacenarlo o bien expulsarlo al medio. Mientras que las bacterias púrpuras del no azufre no son capaces de oxidar y tolerar el azufre. Sin embargo, existen algunas especies de bacterias púrpuras del no azufre que tienen la capacidad de tolerar concentraciones de sulfuro menores de 0.5 mM y de oxidarlo a azufre elemental, tetrionato o sulfato y expulsarlo al medio externo, pero en ningún caso almacenarlo (Hunter y col., 2009).

La fotosíntesis de las bacterias púrpuras es diferente a la de las microalgas. Las microalgas producen O_2 , y sin embargo las bacterias púrpuras son anoxigénicas, es decir, no producen O_2 . Otra de las diferencias es el tipo de luz que absorben como fuente de energía. Mientras que las microalgas tienen como pigmento la clorofila, que absorbe longitudes de onda del espectro visible de la luz (400-700 nm), las bacterias fotosintéticas poseen diferentes pigmentos en función de la especie (bacterioclorofila, carotenoides, etc.) que permiten capturar la energía de radiación de longitudes de onda en el espectro infrarrojo, en concreto en el infrarrojo cercano (800-850 nm). Se ha demostrado incluso que algunas especies de bacterias son capaces de absorber longitudes de onda mayores de las que son capaces sus pigmentos aislados (Hunter y col., 2009; Codgell y col., 2006).

Las bacterias púrpuras del azufre, en presencia de luz infrarroja y de sulfuro, presentan un crecimiento fotótrofo, que puede ser fotoautótrofo o fotoheterótrofo. En el caso de ser fotoautótrofo, las bacterias emplean el sulfuro, tiosulfato o H_2 como donantes de electrones para la fotosíntesis, aunque existen especies incapaces de crecer en ausencia de sulfuro. Algunas especies son capaces de emplear el Fe^{2+} como donante de electrones oxidándolo a Fe^{3+} , y existen unas pocas especies, como por ejemplo alguna cepa de *Thiocapsa* capaz de emplear el NO_2^- como donante de electrones, oxidándolo a NO_3^- . Por el contrario, si el crecimiento es fotoheterótrofo, las bacterias son capaces de fotoasimilar compuestos sencillos como ácidos

orgánicos o ácidos grasos. Algunas especies son capaces de crecer en condiciones de oscuridad a bajas concentraciones de oxígeno a través de respiración celular, sin embargo, este crecimiento es mucho menor que el crecimiento fototrófico y, por lo tanto, correspondería más al mantenimiento que al crecimiento (Hunter y col., 2009; Puyol y col., 2017).

1.3.1 Eliminación de carbono

El tipo de crecimiento de las bacterias púrpuras fotosintéticas del no azufre también es muy variado pues pueden crecer fototróficamente y también en condiciones de oscuridad. Por ejemplo, *Rhodobacter capsulatus* puede crecer en condiciones fototróficas con CO₂ o con compuestos orgánicos, en oscuridad mediante respiración, fermentación y también mediante quimiolitotrofia. La mayoría de las bacterias crecen mejor en condiciones de fotoheterotrofia, utilizando compuestos como el malato o el piruvato como fuente de carbono, aunque existen muchas especies de bacterias capaces de fotoasimilar una gran cantidad de compuesto (ácidos orgánicos, aminoácidos, carbohidratos, compuestos aromáticos, etc.). Por otra parte, en condiciones anóxicas y de iluminación, las bacterias púrpuras fotosintéticas del no azufre son capaces de crecer en condiciones fotoautotróficas con H₂ y bajas concentraciones de sulfuro como donantes de electrones, aunque algunas especies son capaces de aprovechar el SO₃²⁻ o el Fe²⁺ (Hunter y col., 2009; Puyol y col., 2017).

El crecimiento de estas bacterias cambia cuando las condiciones pasan a ser de oscuridad. Los compuestos fotoasimilables pueden ser aprovechados por las bacterias como donantes de electrones y como fuente de carbono para la respiración anaerobia. Aparte de presentar una respiración anaerobia, algunas bacterias son capaces de crecer, siempre en condiciones anóxicas y oscuras, mediante fermentación, como la *Rhodobacter capsulatus* que emplea el piruvato para crecer a través de la fermentación.

Debido a la capacidad de crecimiento en condiciones de oscuridad, el uso de bacterias púrpuras fotosintéticas del no azufre es muy común para el tratamiento de aguas residuales, ya que estas condiciones de oscuridad se corresponderían a los periodos nocturnos de cara a un escalado. Se ha demostrado que, gracias a la fotoheterotrofia y los metabolismos en ausencia de luz (fermentación o respiración anaerobia) estas bacterias tienen altas eliminaciones de materia orgánica de aguas residuales (>95% para TCO_D; >90% para TN en aguas residuales domesticas) (Hülse y col., 2016b; Hunter y col., 2009).

Sin embargo, estas bacterias púrpuras no sulfúricas pueden tener otras aplicaciones como la producción de biohidrógeno, que se lleva a cabo a través de una combinación de fermentación en condiciones de oscuridad con bacterias fermentativas y de fotofermentación. Esta fotofermentación es llevada a cabo por bacterias púrpuras fotosintéticas que pueden descomponer ácidos orgánicos empleando luz y la enzima nitrogenasa. Este biohidrógeno es producido en una riqueza que varía entre el 65% y el 95% (Basak y col., 2007).

1.3.2 Eliminación de nutrientes

Al igual que las bacterias púrpuras fotosintéticas necesitan materia orgánica para su crecimiento, también necesitan nitrógeno y fósforo para formar proteínas y material genético. Estas bacterias son capaces de asimilar el nitrógeno en sus formas de amonio y nitrato, tal y como han demostrado diversos estudios. Por ejemplo, Idiy col. (2015) demostraron que *Rhodobacter sphaeroides* ADZ101 es capaz de asimilar alrededor de un 71% del nitrato presente en el medio en concentraciones iniciales de 85 mg/l y 135 mg/L, disminuyendo esta asimilación hasta un 46% con una concentración inicial de 329 mg/L. Este patrón de asimilación se observa también con amonio, donde se registraron eliminaciones de N del 62% con una concentración inicial de 52 mg/L, eliminaciones que descendieron a medida que aumentó la concentración de amonio inicial (41% con una concentración de 170 mg/L).

Por su parte, diferentes estudios han demostrado la alta eficacia de las bacterias púrpuras fotosintéticas para asimilar el fósforo del medio. Por ejemplo Takeno y col. (1999) observaron que la bacteria *Rhodobacter sphaeroides* IL106 fue capaz de asimilar el 97.9% del fósforo del medio a los 2 días de cultivo, y el 99.4% a los 4 días, con una concentración inicial de fósforo total de 10.2 mg/l y en exceso de nitrógeno y carbono. Estas bacterias acumularon la mayoría de fósforo de manera intracelular, demostrado por la concentración de 2.82 mg/g célula presente en el interior de las células tras 4 días de experimento, siendo 3.08 mg/g célula la concentración total de fósforo.

1.4 Influencia de los parámetros ambientales en el crecimiento de microalgas y bacterias fotosintéticas púrpuras

1.4.1 pH

Las algas son capaces de inducir un aumento del pH del medio hasta valores de 10-11 unidades. Este efecto es beneficioso de cara a la eliminación de patógenos. Sin embargo, las bacterias oxidadoras de carbono y amonio se inhiben también a pH 10, lo que puede llegar a afectar al rendimiento de depuración del sistema. Por otro lado, la capacidad de modificar el pH de las algas hace que los equilibrios químicos en el medio de cultivo se vean desplazados como consecuencia de estas variaciones. Esto afecta directamente al equilibrio del carbono inorgánico $\text{CO}_2/\text{HCO}_3^-/\text{CO}_3^{2-}$ (y por lo tanto a la biodisponibilidad de carbono inorgánico), al equilibrio químico de los metales pesados, al del ortofosfato (que precipita a pHs de 9-11), al equilibrio del amoniaco/amonio $\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$ (que tiende a volatilizarse más a pH altos y que en concentraciones mayores de 100 mg/L con un pH menor de 8 inhibe la actividad fotosintética en algunas especies de algas) (Muñoz y col., 2006; Posadas y col., 2017).

La capacidad de adaptación de las bacterias púrpuras les ha permitido crecer en casi cualquier medio. Las bacterias púrpuras fotosintéticas se encuentran en hábitats con condiciones muy extremas de temperatura, salinidad o pH, y por ello se las ha llegado a considerar extremófilas. En el caso del pH, podemos encontrar bacterias capaces de sobrevivir a valores de pH tan bajos como 3 (acidófilas) o tan altos como 11 (alcalófilas). Por ejemplo, la especie *Rhodospila globiformis* se puede encontrar en los manantiales calientes del Parque Nacional Yellowstone, con altas concentraciones de azufre y pH de entre 3.5 y 4 (Hunter y col., 2009).

1.4.2 Temperatura

Las microalgas presentan una temperatura ideal de crecimiento de entre 20°C y 30°C, por lo que son aptas para su implementación en la mayor parte de regiones del planeta (Tan y col., 2018).

Sin embargo, existen microorganismos como las cianobacterias (bacterias capaces de realizar la fotosíntesis oxigénica igual que las algas) adaptadas al

frío y capaces de trabajar a temperaturas más bajas (10°C-15°C), siendo un microorganismo muy adecuado para su aplicación en climas fríos.

Al igual que las microalgas son capaces de modificar el pH, también son capaces de modificar la temperatura. En condiciones de exceso de luz y exceso de biomasa, pueden transformar ese exceso de luz en calor (con el consiguiente aumento de temperatura). De hecho, en situaciones extremas es necesario la implementación de un sistema de refrigeración para bajar la temperatura del caldo de cultivo algal. Otra posible solución para mantener la eliminación a distintas temperaturas es trabajar con dos cepas de algas parecidas, pero con distintas temperaturas óptimas (Muñoz y col., 2006).

En el caso de las bacterias púrpuras fotosintéticas, cada especie de bacteria tendrá una temperatura óptima de crecimiento. Tal y como se ha dicho antes, las bacterias púrpuras fotosintéticas son extremófilas. Estas características las hace especialmente adecuadas para el tratamiento de aguas residuales a baja temperatura o industriales a alta temperatura. Se ha demostrado, por ejemplo, que la *Chloroflexus aurantiacus* es capaz de crecer a 70°C (Hunter y col., 2009). El tipo de bacteria más utilizado es la denominada mesófila, que presenta temperaturas óptimas de crecimiento que varían entre 20°C y 40°C. Esta temperatura óptima puede variar dentro de una especie entre sus diferentes cepas. Por ejemplo, Koblížek y col. (2003) observaron que miembros del género *Erythrobacter* presenta temperaturas óptimas de crecimiento dependiendo de la cepa – la cepa NAP1 tiene una temperatura óptima de 32.5°C mientras que la cepa MG3 la tiene a 25°C.

1.4.3 Luz

La luz solar es imprescindible para la actividad fotosintética de las algas, ya que esta es la fuente de energía que emplean las algas para la síntesis de compuestos orgánicos a partir del carbono inorgánico (figura 1.6).

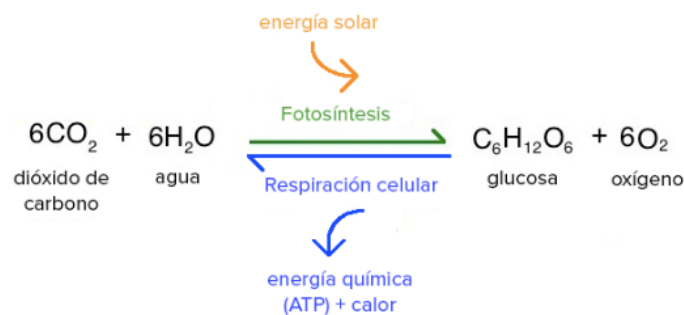


Figura 1.6 Fotosíntesis y respiración celular en microalgas.

La energía solar que las algas son capaces de aprovechar para realizar la fotosíntesis se denomina radiación fotosintética activa o PAR (photosynthetic active radiation). El PAR se define como la energía en superficie absorbida y almacenada de la luz visible (400-700 nm) del espectro electromagnético (Tang y col., 2017). La intensidad de la luz solar varía sustancialmente en función de la hora y la época del año. Se ha demostrado que la actividad fotosintética aumenta hasta PAR de 200 - 400 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, y empieza a disminuir a intensidades superiores a 600-800 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ (Muñoz y col., 2006). Puede llegar a darse el fenómeno de fotoinhibición, común en las horas centrales del día (12:00-18:00), donde la intensidad de la radiación puede llegar a los 3000-4000 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La fotoinhibición en fotobiorreactores suele darse en periodos de arranque, donde la concentración de biomasa es baja y, por lo tanto, el efecto de auto sombra, por el cual la alta concentración de biomasa impide que la luz penetre (Muñoz y col., 2006).

En cuanto a las bacterias púrpuras fotosintéticas, tal y como se ha dicho antes, no aprovechan el espectro de la luz visible ya que no poseen los pigmentos adecuados para ello. Para realizar su fotosíntesis anoxigénica, las bacterias púrpuras aprovechan la región de la luz infrarroja más cercana a la luz visible (800-850 nm) del espectro infrarrojo cercano (800-2500 nm) (Hunter y col., 2009).

1.4.4 Oxígeno disuelto

La concentración de oxígeno disuelto en procesos con biodegradación de materia orgánica, como es el tratamiento de aguas, es bajo debido al consumo de este por parte de las bacterias heterótrofas y nitrificantes. Cuando los contaminantes han sido eliminados, la concentración de oxígeno disuelto aumenta rápidamente, por lo que este parámetro puede ser empleado como indicador de la eficiencia del proceso (Muñoz y col., 2006). Así, en fotobiorreactores cerrados operados a bajas cargas orgánicas, la concentración de O_2 puede aumentar hasta un 400% respecto a la concentración de saturación, lo que provoca que el crecimiento celular tanto de microalgas como de bacterias se inhiba. Estas concentraciones elevadas de O_2 generan un daño foto-oxidativo a las células de microalgas, que cesan en su producción fotosintética de O_2 (Muñoz y col., 2006).

A diferencia de las microalgas, las bacterias púrpuras se encuentran en hábitats anaerobios, es decir, en ausencia de oxígeno. Esto es debido a que su crecimiento no necesita ni genera de oxígeno. La mayoría de las especies son anaerobias estrictas, aunque existen aerobias tolerantes e incluso especies son aerobias facultativas. Por ejemplo, las especies *Thiocapsa roseopersicina*

y *Thiocystis violacea* son las especies más tolerantes a la presencia de oxígeno del grupo de las bacterias púrpuras del azufre, mientras que las especies de *Rhodobacter* son capaces de crecer en presencia de una fuerte aireación del medio (Hunter y col., 2009). Experimentos como el de Meng y col. (2017) demostraron que especies como *Rhodopseudomonas* aumentan las tasas de eliminación de materia orgánica y amonio cuando el oxígeno disuelto en el medio aumenta.

1.4.5 Relación C/N/P

La relación entre el carbono, nitrógeno y fósforo presentes en el agua residual está relacionada con la biodegradabilidad del agua en ausencia de compuestos inhibidores o recalcitrantes. Se ha demostrado que la relación de carbono, nitrógeno y fósforo para una óptima biodegradabilidad es de 100/18/2. Sin embargo, la mayoría de las aguas residuales son limitantes en carbono, cosa que es corregible con el burbujeo de CO₂. Este burbujeo permite reducir emisiones de CO₂ residual, así como corregir el defecto de carbono en el agua y un control del pH (Posadas y col., 2017).

En el caso de las bacterias púrpuras fotosintéticas se ha demostrado que son capaces de tratar el agua residual hasta niveles de nitrógeno inferiores a 10 mg/L con una relación carbono, nitrógeno y fósforo de 100/9/2 (Batstone y col., 2015; Hülsen y col., 2014).

1.4.6 Metales Pesados

Los metales pesados más comunes en las aguas residuales son Cu, Cd, Cr, Hg, Pb y Zn. La presencia de estos metales a bajas concentraciones es necesaria para el crecimiento algal, siendo promotores de este. Sin embargo, una concentración excesiva de estos es capaz de inhibir el crecimiento bacteriano, la fotosíntesis e incluso es capaz de modificar la pared celular de las microalgas. La tolerancia a los metales pesados depende de la especie de microalga con la que se esté trabajando. Por ejemplo, concentraciones de 2 mg/L de Cu²⁺ inducen inhibición en la especie *Chlorella sorokiniana* (Posadas y col., 2017).

En el caso de las bacterias púrpuras fotosintéticas, los metales pesados son también imprescindibles y promotores del crecimiento, pero una concentración excesiva de los mismos igualmente puede causar inhibición. Se ha reportado que para la especie *Rba. sphaeroides* R26.1 la presencia de Ni⁺² y Co⁺² en

concentraciones de 0.3 (17.6 mg/l) y 0.8 mM (47.1 mg/L) respectivamente causa una disminución de la captación de radiación infrarroja, posiblemente debido a la inhibición de la síntesis de bacterioclorofila (Hunter y col., 2009; Giotta y col., 2006).

1.5 Fotobiorreactores

Un fotobiorreactor es un tipo de biorreactor que se caracteriza por la presencia de microorganismos y un diseño que maximiza la penetración y captura de radiación, generalmente luz visible o infrarroja. Los fotobiorreactores han sido empleados para múltiples aplicaciones, como pueden ser el cultivo de *Spirulina* como suplemento alimenticio (Soni y col., 2017), la obtención de bioproductos como antibióticos (Shi y col., 2018) o para el tratamiento de aguas residuales (Madukasi y col., 2010). Todas estas aplicaciones tienen como denominador común el uso de microorganismos fotosintéticos como motor del proceso. Existen dos tipos de fotobiorreactores, abiertos y cerrados, cuyas aplicaciones son función de sus características propias.

- **Fotobiorreactores abiertos.** En el tratamiento de aguas residuales, el fotobiorreactor típico era una zanja abierta y poco profunda sin agitación mecánica. Una mejora tecnológica de esos fotobiorreactores son los HRAPs, donde se acopla la carga residual recibida con el crecimiento de las algas y la producción de O_2 , y el cultivo se encuentra agitado mediante un sistema de paletas o turbina.



Figura 1.7 Fotobiorreactor abierto (HRAP) situado en el Departamento de Ingeniería Química y Tecnologías de Medio Ambiente

En condiciones óptimas, estos fotobiorreactores son capaces de eliminar $35 \text{ gDBO/m}^2\text{d}$ con un tiempo de residencia de 2 a 6 días, una eliminación superior a los $5\text{-}10 \text{ gDBO/m}^2\text{d}$ de los sistemas tradicionales de tratamiento de aguas de lagunaje con tiempos de residencia de 10 a 40 días (Muñoz y col., 2006). Por ejemplo Matamoros y col. (2015) registraron eliminaciones del 66-85% de DQO y del 99% de amonio en

agua residual doméstica en un HRAP de 500L operado con un tiempo de retención hidráulico de 4 a 8 días.

El tiempo de retención hidráulico se define como la relación del volumen del reactor entre el caudal de alimentación. En el caso de que el fotobiorreactor no presente recirculación de biomasa, este tiempo de retención hidráulico coincide con el tiempo de retención celular. Este parámetro es muy importante en el diseño de reactores, debido a que, a mayor tiempo de retención, mayor será la tasa de eliminación de contaminantes y, para un mismo caudal, mayor deberá ser el volumen del fotobiorreactor (Posadas y col., 2017).

Otro parámetro importante a tener en cuenta en el diseño de fotobiorreactores abiertos es la tasa de evaporación. La tasa de evaporación se define como el volumen de agua que se evapora por unidad de superficie y tiempo. Esta evaporación viene determinada tanto por la relación área/volumen del fotobiorreactor como por las condiciones climáticas, principalmente de temperatura y humedad del aire. Los valores de este parámetro pueden variar entre los $7.3 \text{ L m}^{-2} \text{ día}^{-1}$ en verano y los $1.0 \text{ L m}^{-2} \text{ día}^{-1}$. La tasa de evaporación también depende de la agitación del fotobiorreactor (turbulencia en la interfase gas-líquido) y también del tiempo de retención hidráulico. El tiempo de retención hidráulico marca las dimensiones de reactor y, por ende, la superficie de agua susceptible de ser evaporada (Posadas y col., 2017).

- **Fotobiorreactores cerrados.** Los fotobiorreactores cerrados presentan múltiples ventajas frente a los abiertos, entre ellas una mejor eficiencia fotosintética (mientras que en HRAP la eficiencia oscila entre el 1-2%, en fotobiorreactores cerrados estas eficiencias oscilan entre 3-5%). El uso de este tipo de fotobiorreactores es recomendado en el caso de tener microorganismos de lento crecimiento, ya que este tipo de fotobiorreactor permite un mayor control sobre las especies inoculadas, evitando la contaminación con otros microorganismos fotosintéticos que puedan desplazar a la microalga inoculada. Otra de las ventajas es que, al ser cerrados, la evaporación del agua y la volatilización de contaminantes presentes en esta se minimizan.



Figura 1.8 Fotobiorreactor cerrado de tipo tubular con iluminación artificial

En cuanto a su construcción, pueden ser verticales, reduciendo la superficie utilizada. Sin embargo, la construcción de los fotobiorreactores cerrados es mucho más cara debido a la necesidad de materiales que permitan el paso de luz. Otro de los problemas que presentan es la dificultad a la hora de operar con él con aguas residuales (ensuciamiento interno) o su escalarlo. La sobresaturación de O_2 , que provoca la inhibición del crecimiento de las algas en fotobiorreactores destinado al cultivo fototrófico de algas, no constituye un problema de operación cuando el agua residual contiene un contenido significativo de materia orgánica biodegradable (Muñoz y col., 2006). Existen algunos estudios de tratamiento de aguas residuales con fotobiorreactores cerrados. Por ejemplo, Nwoba y col. (2016) compararon el rendimiento de un fotobiorreactor tubular cerrado con un fotobiorreactor abierto durante el tratamiento de efluentes anaerobios de purín. Los resultados que arrojó este estudio fueron unas eliminaciones de amonio similares en ambos fotobiorreactores, pero una mayor productividad de biomasa algal en el cerrado, lo que sugiere que la volatilización de NH_4^+ en este último fue significativamente menor, lo que permitió una mayor asimilación de nutrientes.

La configuración más empleada en los fotobiorreactores cerrados es la tubular, destacando la espiral vertical o BIOCOIL, que puede llegar a operar con volúmenes de hasta 10 m^3 , y los tubulares horizontales sobre los cuales han sido escalados hasta 700 m^3 . El comportamiento de esta configuración tubular es el de flujo pistón, lo que significa que,

en estado estacionario, la evolución de concentraciones de sustancias no se da a lo largo del tiempo, si no a lo largo del reactor.

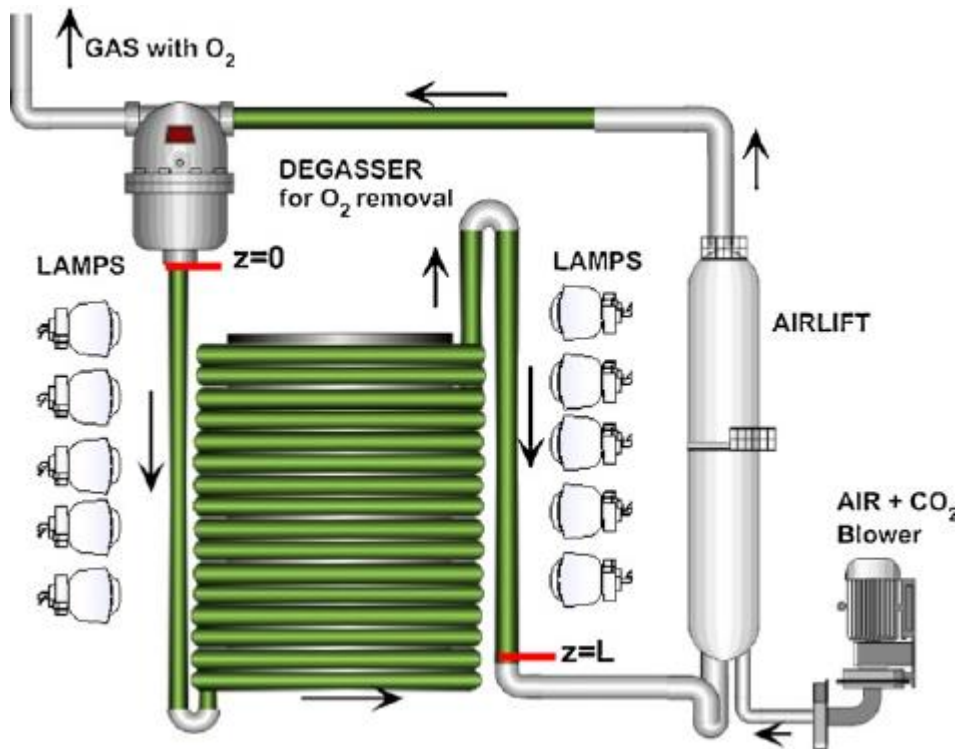


Figura 1.9 Esquema del funcionamiento de un fotobiorreactor tipo BIOCOIL

Al igual que en los fotobiorreactores abiertos, el tiempo de retención hidráulico es un parámetro clave en el diseño de estos, y se define de la misma forma.

2. Objetivos

Los **objetivos generales** de este trabajo son comparar las eficiencias de degradación de materia orgánica, nutrientes y metales pesados en purines de cerdo de un consorcio de algas-bacterias (AB) y un consorcio de bacterias púrpuras fotosintéticas (PPB) en fotobiorreactores abiertos a escala de laboratorio.

Los **objetivos específicos** del presente trabajo son:

- Evaluar la influencia del tiempo de retención hidráulico en el rendimiento de depuración de purines de cerdo de ambos consorcios fotosintéticos bajo iluminación artificial (Visible e Infrarroja).
- Evaluar la influencia del tiempo de retención hidráulico en la producción de biomasa en ambos fotobiorreactores.
- Evaluar el comportamiento y la influencia de las condiciones de operación en la estructura poblacional de microalgas en los sistemas de eliminación fotosintética.

3. Materiales y Métodos

3.1 Inóculo

Se emplearon dos inóculos diferentes para inocular los dos fotobiorreactores objeto de comparación.

Microalgas y bacteria: El fotobiorreactor de algas-bacterias (de ahora en adelante llamado PBR-AB) fue inoculado con un consorcio de bacterias y la microalga *Chlorella vulgaris* proveniente de otro fotobiorreactor operado en el Departamento de Ingeniería Química y Tecnologías del Medio Ambiente. Este fotobiorreactor, ubicado en el exterior de los laboratorios, realizaba el tratamiento de digestato de lodos de depuradora con microalgas en un HRAP en condiciones ambientales.

Bacterias Púrpuras Fotosintéticas (PPB): El fotobiorreactor de bacterias púrpuras fotosintéticas (llamado PBR-PPB a partir de ahora) fue inoculado con un consorcio de PPB procedente de otro experimento del Departamento de Ingeniería Química y Tecnologías del Medio Ambiente. Las PPB empleadas en el presente trabajo fueron cultivadas en lote bajo radiación infrarroja artificial en un fotobiorreactor cerrado que trataba aguas residuales de origen porcino diluidas al 17% en el interior del laboratorio del departamento.

3.2 Purín

El purín empleado en el experimento fue proporcionado por una granja de cerdos situada en Cantalejo, Segovia. Este purín fue pre-centrifugado en la granja, por lo que se trabajó con la fracción líquida del mismo. El purín fue almacenado a 4°C para su empleo en la experimentación, donde se emplearon dos lotes diferentes.

Previamente a su utilización diaria en el experimento, el purín se centrifugaba nuevamente en una centrifuga Thermo Scientific Sorvall Legend RT+ a 10.000 rpm durante 10 minutos, separando después la fracción líquida del sedimento mediante decantación (lo que eliminaba así la mayoría de los sólidos suspendidos).

El purín empleado durante todo el experimento presentaba las concentraciones medias de carbono orgánico total (TOC), carbono inorgánico (IC) y nitrógeno total (TN) presentes en la tabla 3.1.

TOC (mg/L)	12278±599
IC (mg/L)	1095±144
TN (mg/L)	3549±220
PT (mg/L)	128±8

Tabla 3.1 Caracterización del purín sin diluir

3.3 Descripción del experimento

La comparativa de la capacidad de biorremediación de los consorcios de algas-bacterias y PPB se realizó en fotobiorreactores abiertos simulando fotobiorreactores HRAPs. La disposición de las distintas unidades integrantes del sistema experimental puede verse en la figura 3.1.

Estos fotobiorreactores eran iguales, y poseían unas dimensiones de 0.15 m de profundidad y 0.020 m² de superficie, con un volumen interior de 3 litros. Ambos fotobiorreactores contaban con dos bombas sumergidas en la base para el mezclado del caldo de cultivo y el mantenimiento de la homogeneidad del mismo durante las 24 horas del día. Cada fotobiorreactor contaba con una bomba sumergida EHEIM compactON 300 de 7W y una bomba sumergida EHEIM compactON 300 de 5W.

La alimentación de purín diluido se preparaba diariamente en una botella de 2 litros con un imán en su interior y se situaba encima de un agitador magnético (Agimatic-S de P-Selecta) para mantener la homogeneidad del agua residual de alimentación. Para llevar el purín diluido de la botella hasta los fotobiorreactores se utilizaron tuberías de silicona (que se limpiaban semanalmente para evitar la formación de biopelícula y la degradación del purín) y para impulsarlo se empleó una bomba multicanal de desplazamiento positivo 205S de Watson Marlow. La dilución del purín al 5% se llevó a cabo con agua de red.

El PBR-AB contaba con un sistema de iluminación LED de luz blanca dispuesto a 60 cm de la superficie, mientras que el PBR-PPB disponía de un sistema de iluminación infrarrojo (IR) con diodos LED a 20 cm de su superficie.

El sistema funcionó con ciclos de 12 horas de luz (12 horas iluminado y 12 h en oscuridad) con el fin de simular la implementación de estas tecnologías en exterior bajo iluminación solar. Para ello, tanto el sistema de iluminación como el sistema de alimentación estaban programados para encenderse a las 4:00 y para apagarse a las 16:00 automáticamente, tomándose las muestras en la franja intermedia del periodo iluminado. La alimentación del sistema se llevó a cabo durante el periodo de 12 h de iluminación.

Además, el PBR-AB contaba con un sistema de refrigeración Polystat 36 de Fisher Scientific para disminuir el aumento de temperatura en ese fotobiorreactor causado por la iluminación de placas LED de alta intensidad. Por otro lado, la sala en la que se encontraba el experimento presentaba un sistema de aire acondicionado y un equipo de calefacción con el fin de mantener la temperatura de sala lo más constante posible.

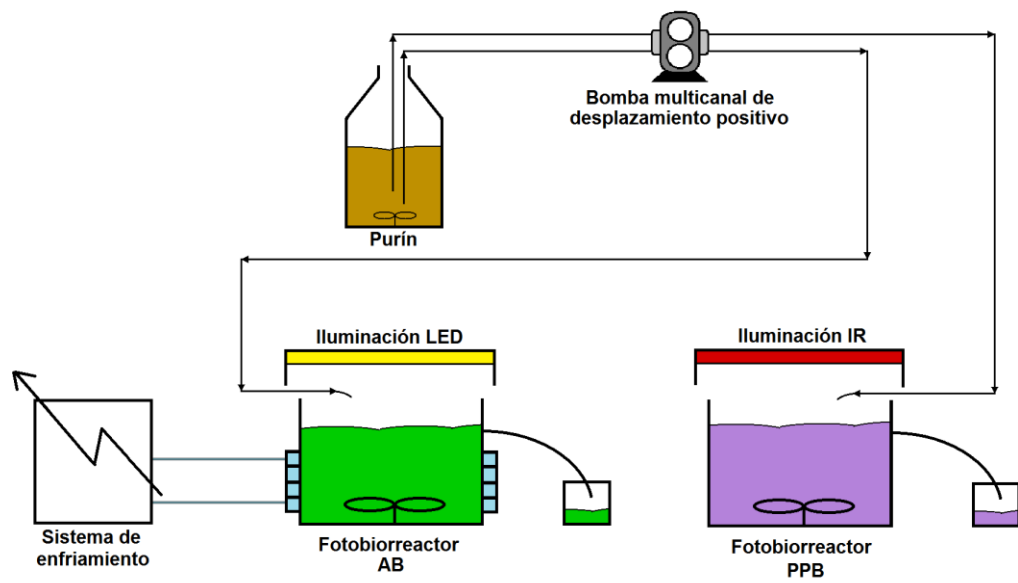


Figura 3.1 Esquema del experimento y sus unidades

3.4 Condiciones de operación

El arranque de los fotobiorreactores se realizó el día 31 de julio de 2017 y el experimento finalizó el 11 de marzo de 2018, lo que representa una duración del experimento de 224 días.

El experimento constó de tres etapas, donde únicamente se evaluó la influencia del tiempo de retención hidráulico (HRT) en el rendimiento de depuración de los sistemas. El HRT se disminuyó escalonadamente de 10.7 días a 7.7 días y finalmente a 4.1 días aproximadamente. La variación del HRT se realizó aumentando el caudal de alimentación cuando el sistema se consideró en estado estacionario (variación despreciable de las concentraciones del efluente). En los días previos al arranque se realizó el calibrado de la bomba de alimentación, cuya curva de calibración se muestra en el Anexo 1 del presente Trabajo Fin de Grado.

En la tabla 3.2 se refleja los datos correspondientes a fechas, HRTs, días de operación y volumen alimentado para cada una de las etapas.

ETAPA	FECHAS	HRT (d)	Días de operación	Volumen alimentado (mL/d)
Etapas 1	31 julio 2017 – 26 octubre 2017	10.7	84	280
Etapas 2	27 octubre 2017 – 26 diciembre 2017	7.7	63	395
Etapas 3	27 diciembre 2017 – 11 marzo 2018	4.1	77	730

Tabla 3.2 Fecha, HRT, días de operación y volumen alimentado en cada etapa del experimento

En el arranque del sistema, la concentración de biomasa en ambos fotobiorreactores fue similar ~ 275 mg TSS/L (TSS = *total suspended solids* // sólidos suspendidos totales).

En este experimento se mantuvieron unas condiciones operacionales constantes en las distintas etapas (a excepción del HRT). La temperatura en ambos reactores se mantuvo constante en 30°C. En cuanto a la iluminación, el PBR-AB recibió una irradiación como PAR de 1400 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, y mientras que el PBR-PPB recibió una irradiación como radiación infrarroja de 50 W/m^2 aproximadamente.

Las condiciones elegidas para este experimento tienen su base en experimentos previos. García y col. (2017b) emplearon una luz con un PAR de $\approx 1400 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, Hülsen y col. (2018) emplearon luz infrarroja con una intensidad de $50 \text{ W}/\text{m}^2$, y también una temperatura de 30°C , mientras que Guo y col. (2014) emplearon 27°C para un cultivo de *Chlorella vulgaris*.

El purín de alimentación se preparó en una dilución del 5%. Debido a un ligero cambio de concentración en el purín del segundo lote recibido de la granja, la dilución se reajustó al 4% para mantener unas concentraciones de TOC, IC y TN similares a las del purín anterior.

3.5 Monitorización del sistema

La monitorización del rendimiento de depuración de purín de los fotobiorreactores a lo largo de los 224 días que duró el experimento incluyó la medida de los siguientes parámetros.

3.5.1 Temperatura y oxígeno disuelto

Tanto la temperatura como la concentración de oxígeno disuelto se medían con un oxímetro CelloX® 325de (WTW, Germany). La temperatura se medía todos los días entre las 9:00 y las 10:00 y una segunda vez por la tarde entre las 16:00 y las 17:00. El oxígeno disuelto se medía de forma diaria entre las 9:00 y las 10:00.

3.5.2 pH

El pH de cada uno de los reactores se midió con un pHmetro CyberScan pH 510 (EUTECH Instrument, The Netherlands) todas las tardes entre las 16:00 y las 17:00. A mayores, todos los domingos se realizaba, a esas mismas horas, la medición del pH del purín de alimentación.

3.5.3 Efluente e influente

Cada día se midió el volumen de efluente de los fotobiorreactores (evacuado por rebose) entre las 16:00 y las 17:00.

Del mismo modo, se medía el volumen de influente al sistema. Para ello se medía el purín de alimentación sobrante y por diferencia se calculaba el caudal de entrada.

3.5.4 Luz visible y luz IR

Cada lunes, entre las 9:00 y las 10:00, se medía la intensidad incidente en la superficie de sendos fotobiorreactores. Para el PBR-AB se empleaba un LI-250^a Light Meter de LI-COR (Biosciences, Germany), mientras que para el PBR-PPB se emplea un IR Light Sensor PS-2148 de Pasco PasPort conectado a un Pasco airlink 097-769 (PASCO airlink®, California, USA).

3.5.5 Recogida de muestra

Los domingos entre las 16:00 y las 17:00 se procedía a recoger las muestras con el objetivo de analizarlas al día siguiente durante la mañana. Las muestras (100 mL) que se recogían eran del efluente de PBR-AB y PBR-PPB y de la alimentación. Para asegurar la representatividad de la muestra, el efluente era agitado de manera manual previamente antes de tomar los 100 mL de muestra. La muestra de la alimentación se tomaba de la botella (agitada) antes de conectarla al sistema.

Estas muestras eran guardadas en frascos muestreadores, y posteriormente almacenadas en el frigorífico para su análisis el día siguiente.

3.6 Procedimientos analíticos

3.6.1 Sólidos suspendidos totales (TSS)

Para el análisis de sólidos suspendidos totales presentes en el purín de alimentación y en los efluentes de los reactores PBR-AB y PBR-PPB se siguió el método estandarizado 2540 de APHA, 2005.

Previo a todo análisis, se prepararon los filtros de fibra de vidrio de 0.7 μm . Para ellos se filtró a vacío 20 mL de agua tipo 1 tres veces. A continuación, se llevaron los filtros preparados a una estufa a 104°C para su secado. La estufa empleada en este caso es una estufa Memmert. Después de una hora en estufa, los filtros se llevaron a un desecador donde se enfriaron y almacenaron en sequedad hasta su uso.

Antes de filtrar, los filtros secos y fríos se pesaron en una báscula de precisión Sartorius MC1 Analytic AC 210S. Para el análisis de sólidos suspendidos totales presentes en el purín de alimentación y en los efluentes de los reactores PBR-AB y PBR-PPB se colocó el filtro en el equipo de filtración a vacío. Se añadió muestra en múltiplos de 5 mL hasta la saturación del filtro. Una vez filtrado, los filtros se estufaron a 104°C durante una hora. Posteriormente se depositaron los filtros en un desecador para enfriarse y, una vez fríos, poder pesarlos nuevamente.

En cuanto al filtrado, se guardó, pues sería necesario en análisis posteriores.

3.6.2 Muestra de microorganismos

Microalgas: Se tomaron dos muestras de los efluentes de cada fotobiorreactor en tubos eppendorf de 1.5 mL. A una de las muestras se le añadió 0.075 mL de reactivo de Lugol 5%, mientras que a la otra se añadió 0.15 mL de formaldehído estabilizado con metanol. Estas muestras se guardaban posteriormente a 4°C.

3.6.3 Carbono orgánico total (TOC), carbono inorgánico (IC), nitrógeno Total (TN)

El filtrado obtenido durante el análisis de sólidos se diluyó en viales de vidrio de 50 mL de acuerdo a la concentración esperada. Esta dilución tenía como

objetivo que la muestra a analizar presentase una concentración de analito entre 0 y 100 mg/L. La muestra de purín se diluía al 13.33% (4 mL de muestra en un volumen total de 30 mL). Las muestras de PBR-AB y de PBR-PPB eran diluidas bien al 33.33% (10 mL en 30 mL) o bien al 25% (7.5 mL en 30 mL), según necesidades.

Se preparaba también una muestra de control del agua tipo 1, la misma que se empleaba en las diluciones (muestra blanco), así como tres muestras de patrón de concentraciones conocidas (100 mg TOC/L, 100 mg IC/L, 100 mg TN/L).

Los viales fueron analizados en un equipo TOC-V CSH Total Organic Carbon Analyzer de Shimadzu acoplado con un TNM-1 Total Nitrogen Measuring Unit y un muestreador automático ASI-V.

3.6.4 Amonio mediante método de Nessler

Este método empleó fotoespectrometría, dando como señal de salida una absorbancia entre 0 y 1. Las muestras filtradas fueron diluidas con agua tipo 1 de tal forma que la señal de salida a la hora de ser analizada estuviera en ese rango. Para la muestra de purín la dilución fue de 2.5% (1 mL en un volumen de 40 mL). Para la muestra de PBR-AB se trabajó con diluciones que iban desde el 30% (3 mL en 10 mL) hasta diluciones de 3.3% (1 mL en 30 mL). Para la muestra de PBR-PPB se trabajó con diluciones que fueron desde el 10% (1 mL en 10 mL) hasta diluciones de 3.3% (1 mL en 30 mL). Se preparó una muestra control de 250 mg NH_4^+ /L a partir de una disolución patrón de 1000 mg NH_4^+ /L.

Se tomó 10 mL de las disoluciones preparadas y de la muestra de control en viales. También se preparó 10 mL de agua tipo 1 como blanco. Se añadió 0.4 mL de reactivo de Nessler a cada uno de los viales, se agitó y se dejó 10 minutos. El análisis no puede realizarse más de una hora después de añadir el reactivo.

Una vez transcurridos los 10 minutos, se pudo proceder a su análisis. Para ello se emplearon cubetas de plástico de 4.5 mL y un espectrofotómetro UV-2550 UV-VIS de la marca Shimadzu (Japón), analizando a 425 nm de longitud de onda.

3.6.5 Fósforo total (TP)

Para el análisis de fósforo total presente en el purín de alimentación y en los efluentes de los reactores PBR-AB y PBR-PPB se usó el método estandarizado 4500-B y 4500-C de APHA, 2005. Para la digestión de las muestras se empleó la técnica de digestión con ácido nítrico y sulfúrico.

Se añadió a un tubo digestor Kjeldahl una cantidad de muestras y a cada tubo 1 mL de H₂SO₄ concentrado y 5 mL de HNO₃ concentrado. Se realizó la digestión hasta obtener un volumen aproximado de 1 mL y la solución fue incolora para eliminar el HNO₃.

Se dejó enfriar, y después se añadió 20 mL de agua tipo 1, y una gota de fenolftaleína (unos 0.05 mL). Se añadió NaOH 1M hasta neutralizar la solución y se llevó a un matraz aforado de 100 mL, enrasando con agua tipo 1.

Se colocaron 35 mL de la muestra en un matraz aforado de 50 mL, se añadieron 10 mL de reactivo de molibdato-vanadato y se enrasó con agua tipo 1. De la misma forma, se preparó un blanco donde los 35 mL de muestra fueron sustituidos por 35 mL de agua tipo 1.

Pasados 10 minutos, se realizó la medida la absorbancia de las muestras a 420 nm (el rango de concentraciones con el que se trabajó en este caso es de 1 mg/L a 5 mg/L), empleando un espectrofotómetro UV-2550 UV-VIS de Shimadzu.

3.6.6 Metales pesados

En estado estacionario se tomó una muestra de cada efluente filtrado de los fotobiorreactores y del filtrado de la alimentación en tubos eppendorf de 1.5 mL. Posteriormente se le añadió 5 µL de ácido nítrico al 5%. Estas muestras se preservaron finalmente a 4°C antes de su análisis por espectroscopía de emisión óptica en un equipo ICP-OES.

3.6.7 Aniones

El filtrado de purín y de los reactores se filtró de nuevo a través de filtros de nylon de 0.22 µm (Filter-Lab) y se guardó en viales de 1 mL de vidrio de 8x40mm a 4°C hasta su análisis.

Las concentraciones de aniones (Cl^- , NO_2^- , NO_3^- , PO_4^{3-} , SO_4^{2-}) se analizaron en un cromatógrafo de líquidos de alta resolución formado por una bomba Waters 515 HPLC Pump y un detector de conductividad iónica Waters 432 equipado con una columna IC-Pak Anion HC (150 mm x 4.6 mm).

3.6.8 Identificación de microorganismos y poblaciones

Las poblaciones de microalgas fueron identificadas por microscopía (OLYMPUS IX70, USA) de acuerdo al manual de fitoplancton (Sournia, 1978). Este análisis se realizó en el Instituto de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Biodiversidad de la Universidad de León (España).

3.6.9 Contenido de C, N y P en los microorganismos

La biomasa recogida en cada fotobiorreactor fue secada a 104°C en una estufa Memmert y posteriormente triturada. La biomasa triturada fue almacenada en viales y enviada a la Unidad de Microanálisis Elemental de la Facultad de CC. Químicas de la Universidad Complutense de Madrid, donde fue analizada en un analizador elemental LECO CHNS-932.

3.7 Tratamiento de resultados analíticos

Una vez realizados todos los análisis y recopilados todos los datos, estos fueron tratados para su posterior interpretación. Se considerará estado estacionario a las 4 últimas muestras de cada etapa.

Todos los resultados numéricos se han dado de la forma *media ± intervalo de confianza*.

3.7.1 Media, desviación estándar e intervalo de confianza

Todos los intervalos de confianza, así como la media y las desviaciones estándar se calcularon de la siguiente manera:

La media \bar{x} se define como la suma de un conjunto de valores entre el número de valores. Se representa por la ecuación Ec. 3.1.

$$\bar{x} = \frac{\sum x_i}{n} \quad \text{Ec. 3.1}$$

Donde x_i es cada uno de los valores y n el número de valores.

La desviación estándar s es un indicador de la dispersión de las variables. Se representa por la ecuación Ec. 3.2.

$$s = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{x})^2}{n - 1}} \quad \text{Ec. 3.2}$$

El intervalo de confianza se define como el rango de valores entre los cuales posiblemente se encuentre un parámetro desconocido. Se representa por la ecuación Ec. 3.3.

$$\mu = \bar{x} \pm \frac{t \cdot s}{\sqrt{n}} \quad \text{Ec. 3.3}$$

Donde t es la t de Student, que se encuentra tabulada. Se trabajará a un nivel de confianza del 95%.

3.7.2 Tasa de evaporación

La tasa de evaporación representa la parte porcentual de influente que ha salido del sistema en forma de vapor de H₂O. Se puede expresar con la ecuación Ec. 3.4.

$$\% \text{ Evaporación} = \frac{\dot{V}_0 - \dot{V}_e}{\dot{V}_0} \cdot 100 \quad \text{Ec. 3.4}$$

Donde \dot{V}_0 es el flujo volumétrico de influente en mL/d y \dot{V}_e es el flujo volumétrico de efluente en mL/d.

3.7.3 Sólidos suspendidos totales

Para calcular la concentración de biomasa presente en las muestras se emplea la ecuación Ec. 3.5.

$$TSS = \frac{m_f - m_0}{V} \cdot 1000 \quad \text{Ec. 3.5}$$

Donde TSS representa la concentración de sólidos suspendidos totales en mg/L, m_f el peso final del filtro en mg, m_0 el peso inicial del filtro en mg y V el volumen de muestra filtrado en mL.

3.7.4 Concentración de TOC, IC y TN

Para los valores de concentración de TOC, IC, TN podemos calcular tanto la concentración de las muestras como la tasa de eliminación. La concentración se calculó con la ecuación Ec. 3.6.

$$C_i = \frac{100}{d} \frac{C_{im}}{\overline{Control}} \quad \text{Ec. 3.6}$$

Donde C_i es la concentración del parámetro que proporciona el analizador en mg/L, d es la dilución en %, C_{im} es la concentración medida en mg/L, y $\overline{Control}$ es el valor medio de la concentración de las muestras patrón del analito analizado.

Para calcular la eliminación de TOC, IC y TN se empleó la ecuación Ec. 3.7.

$$\% \text{ Eliminación}_i = \frac{\dot{V}_0 \cdot C_{0i} - \dot{V}_e \cdot C_i}{\dot{V}_0 \cdot C_i} \cdot 100 \cdot f \quad \text{Ec. 3.7}$$

Donde C_{0i} es la concentración del analito i en el influente, y f un factor de 1.

3.7.5 Amonio

Conocida la recta de calibrado (Anexo 2) y las absorbancias de las muestras se puede calcular la concentración de amonio con la ecuación Ec. 3.8.

$$\text{Absorbancia} = a \cdot C_{\text{amonio}} + m \quad \text{Ec. 3.8}$$

Donde a y m son los parámetros de la recta de calibrado (0.1631 y -0.0056 respectivamente).

3.7.6 Fósforo total

Conocida la recta de calibrado y las absorbancias de las muestras se puede calcular la concentración de fósforo total con la ecuación Ec. 3.9.

$$C_{PT} = (a \cdot \text{Absorbancia} + m) \cdot f \quad \text{Ec. 3.9}$$

Donde a y m son los parámetros de la recta de calibrado (132.87915 y 0.0054 respectivamente), y f un factor de 4.

3.7.7 Metales pesados

Para calcular la eliminación de metales pesados se empleará la ecuación Ec. 3.7, siendo i el metal correspondiente, y f un factor de 4.

3.7.8 Aniones

Para calcular la eliminación de aniones se empleará la ecuación Ec. 3.7, siendo i el anión correspondiente.

3.7.9 Balance de materia

El objetivo del balance de materia es determinar la tasa de recuperación de carbono, nitrógeno y fósforo en forma de biomasa en las distintas etapas.

Se calcularon los flujos máxicos de TOC, IC, TN y TP a la entrada y salida utilizando las ecuaciones Ec. 3.10 y Ec. 3.11.

$$X_{i,in} = \frac{C_{oi} \cdot \dot{V}_0}{1000} \quad \text{Ec. 3.10}$$

$$X_{i,out} = \frac{C_i \cdot \dot{V}_e}{1000} \quad \text{Ec. 3.11}$$

Donde $X_{i,in}$ y $X_{i,out}$ son los flujos máxicos de entrada y salida, respectivamente para un fotobiorreactor medido en mg/L, siendo i TOC, IC, TN o TP, y donde \dot{V}_0 es el flujo volumétrico de influente en mL/d y \dot{V}_e es el flujo volumétrico de efluente en mL/d.

A continuación, se calcula la productividad de biomasa de los fotobiorreactores a través de la ecuación Ec. 3.12. La productividad Pr se define como la masa producida por unidad de superficie de reactor y día, medido en g/m²·d.

$$Pr = \frac{TSS}{1000} \cdot \frac{\dot{V}_e}{S} \quad \text{Ec. 3.12}$$

Donde S es la superficie libre del fotobiorreactor medida en m².

Se calcula el flujo máxico de C, N y P fijado en forma de biomasa por los microorganismos (B_j) mediante la ecuación Ec. 3.13 medido en mg/d.

$$B_j = Pr \cdot S \cdot X_j \cdot 10 \quad \text{Ec. 3.13}$$

Donde X_j es el contenido de C, N o P de los microorganismos medido en %.

Finalmente se calcula la tasa de recuperación de C, N y P. A modo de ejemplo, la tasa de recuperación del carbono se expresa según la ecuación Ec. 3.14.

$$\%C \text{ recuperado} = \frac{B_C}{\sum(X_{i,in} - X_{i,out})} \cdot 100 \quad \text{Ec. 3.14}$$

Donde i es TOC e IC.

La tasa de recuperación del N y P se expresa según la ecuación Ec. 3.15.

$$\%j \text{ recuperado} = \frac{B_j}{(X_{i,in} - X_{i,out})} \cdot 100 \quad \text{Ec. 3.15}$$

Donde j es N o P, e i corresponde a TN o TP

4. Resultados y Discusión

4.1 Parámetros ambientales

En el apartado 3.4 se describió el HRT de operación de cada etapa, así como de las condiciones de temperatura y de PAR/intensidad de la luz IR en los fotobiorreactores.

4.1.1 Tiempo de retención hidráulico

A continuación se muestra la figura 4.1, donde se recogen los datos de efluente e influente de las distintas etapas del experimento.

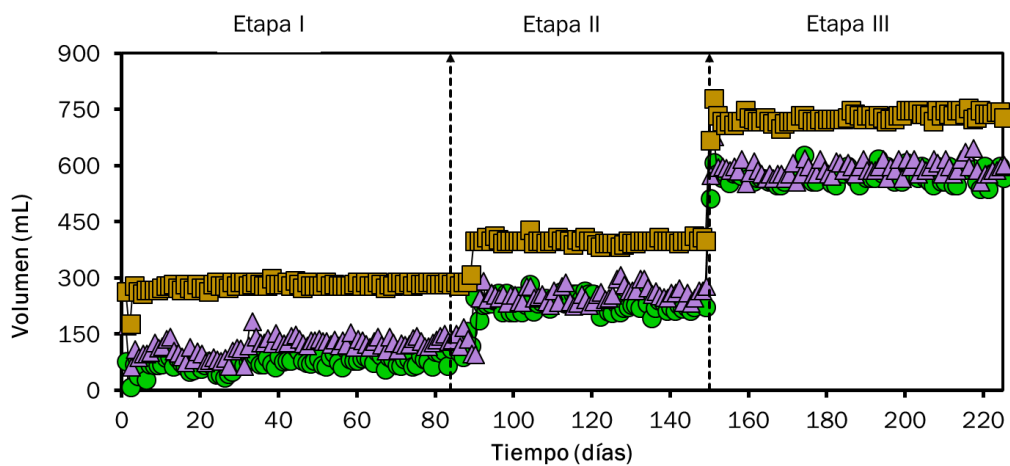


Figura 4.1 Datos históricos del caudal de influente del purín (■), efluente de PRB-AB (●) y efluente de PBR-PPB (▲) en las distintas etapas (Anexo 3)

El volumen medio alimentado diariamente en la primera etapa fue de 281 ± 3 mL, lo que conllevó un HRT de 10.7 días. En la segunda etapa, la alimentación media fue de 392 ± 9 mL, equivalente a un HRT de 7.7 días. Durante la tercera etapa, la alimentación fue de 731 ± 3 mL, lo que representó un HRT de 4.1 días.

El PBR-AB tuvo un volumen diario de efluente en la primera etapa de 77 ± 4 mL, de 225 ± 10 mL en la segunda etapa y de 574 ± 4 mL en la tercera etapa. Por su parte, el PBR-PPB tuvo un volumen diario de efluente de 123 ± 5 mL, 249 ± 11 mL y 596 ± 5 mL en la primera, segunda y tercera etapa, respectivamente.

De los datos de flujo volumétrico de efluente e influente podemos obtener la tasa de evaporación según la ecuación Ec. 3.4. Estas tasas de evaporación se representan en la figura 4.2, donde se puede observar que PBR-AB experimentó una mayor tasa de evaporación que el PBR-PPB. La evaporación en PBR-AB representó el $73 \pm 1\%$ del flujo de entrada en la primera etapa, el $43 \pm 2\%$ en la segunda etapa y el $21 \pm 1\%$ en la tercera etapa. Por otro lado, la

evaporación en PBR-PPB representó el $56\pm 2\%$ del flujo de entrada en la primera etapa, el $36\pm 2\%$ en la segunda etapa y el $18\pm 1\%$ en la tercera etapa. Estas mayores tasas de evaporación se atribuyeron a las ligeramente mayores temperaturas en el caldo de cultivo de PBR-AB en comparación con PBR-PPB debido a la mayor energía térmica desprendida por la iluminación LED blanca. Los resultados obtenidos en este experimento son similares a los obtenidos por García y col. (2017b), donde se obtuvieron evaporaciones del 27% en un fotobiorreactor de 3 litros iluminado con luz LED blanca, con un HRT de 26 días y una temperatura del caldo de cultivo en torno a los 25°C.

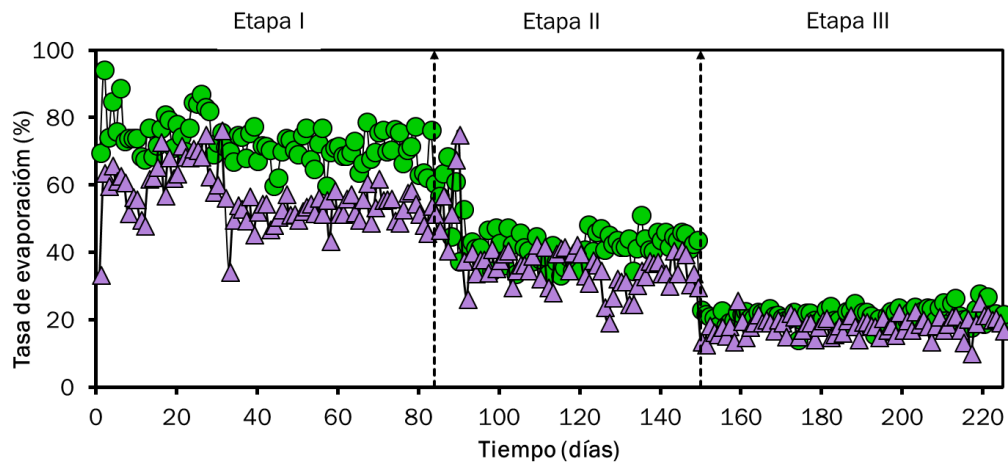


Figura 4.2 Datos históricos de la tasa de evaporación medida en % con respecto al flujo de entrada en PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲) en las distintas etapas (Anexo 3)

4.1.2 Temperatura

En las figuras 4.3 y 4.4 se muestran los datos históricos de temperatura en el caldo de cultivo de ambos fotobiorreactores por la mañana y por la tarde, respectivamente.

El PBR-AB tuvo una temperatura media durante la totalidad del experimento de $32.2\pm 0.1^{\circ}\text{C}$ medido a las 9:00 (figura 4.3), y una temperatura media a las 16:00 de $30.8\pm 0.2^{\circ}\text{C}$ (figura 4.4). La temperatura media global fue de $31.5\pm 0.1^{\circ}\text{C}$. Por otro lado, el PBR-PPB tuvo una temperatura media global de $29.9\pm 0.2^{\circ}\text{C}$. A las 9:00 se registró una temperatura media de $29.9\pm 0.2^{\circ}\text{C}$ (figura 4.3) y a las 16:00 de $30\pm 0.2^{\circ}\text{C}$ (figura 4.4).

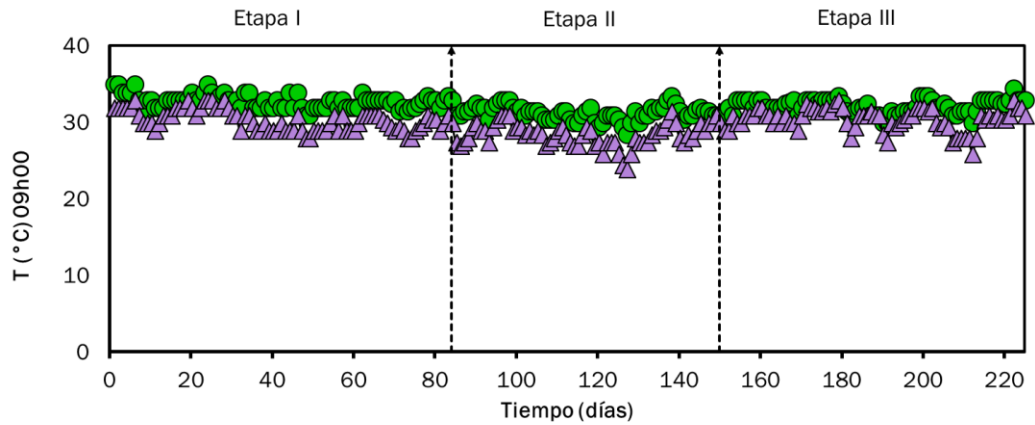


Figura 4.3 Datos históricos de temperatura, medida en °C, del caldo de cultivo medido a las 9:00 en PRB-AB (●) y en PBR-PPB (▲) en las distintas etapas (Anexo 3)

Tanto en la figura 4.3 como en la figura 4.4 se pueden observar bajadas súbitas de temperatura. Estos picos de menor temperatura fueron debidos a las olas de frío sufridas en invierno, sumado a que los días no lectivos la calefacción del laboratorio era apagada, pese a contar con un radiador eléctrico para mantener la temperatura del laboratorio constante.

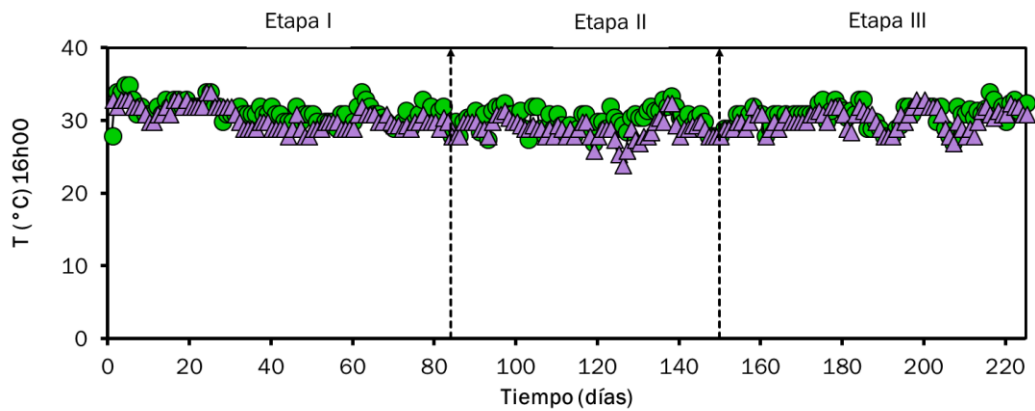


Figura 4.4 Datos históricos de temperatura, medida en °C, del caldo de cultivo medido a las 16:00 en PRB-AB (●) y PBR-PPB (▲) en las distintas etapas (Anexo 3)

4.1.3 Iluminación artificial

La radiación fotosintéticamente activa, PAR, en el PBR-AB se fijó en $\approx 1400 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, mientras que la intensidad de la luz IR se fijó en $\approx 50 \text{ W}/\text{m}^2$. En la figura 4.5 se representan las intensidades medidas a lo largo del experimento.

El PAR medio global fue de $1393 \pm 11 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, muy próximo a los $1400 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ que se marcaban como valor de consigna. Por otro lado, la intensidad de la luz IR fue de $47.8 \pm 1.4 \text{ W}/\text{m}^2$, valor cercano al valor de referencia de $50 \text{ W}/\text{m}^2$.

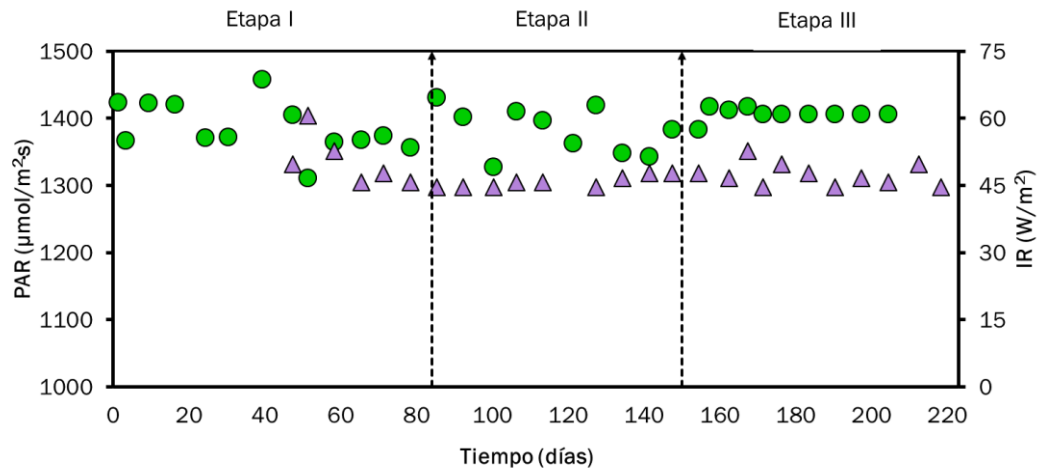


Figura 4.5 Datos históricos de PAR (●) medida en $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ y de intensidad de luz IR (▲) medida en W/m^2 , en la superficie de los fotobiorreactores (Anexo 3)

Así mismo, durante la totalidad del experimento también se estuvieron monitorizando otros parámetros, como el oxígeno disuelto y el pH del interior de los reactores y alimentación. Los resultados de esta monitorización se muestran a continuación.

4.1.4 pH

El pH medido a lo largo de todo el experimento fue de 8.83 ± 0.09 en el caldo de cultivo del PBR-AB, 8.58 ± 0.01 en el PBR-PPB y de 7.53 ± 0.05 en la alimentación de purín diluido.

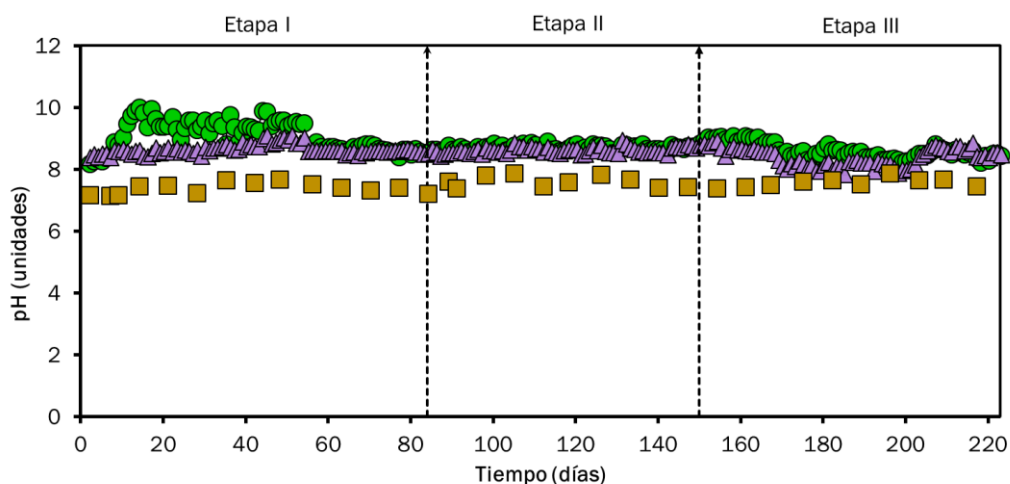


Figura 4.6 Datos históricos de pH en el purín de entrada (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲) en las distintas etapas (Anexo 3)

Si diferenciamos por etapas, el pH en el PBR-AB fue de 9.11 ± 0.11 , 8.72 ± 0.02 y 8.64 ± 0.05 en las etapas 1, 2 y 3, respectivamente. El pH en el PBR-PPB, por otro lado, fue 8.68 ± 0.03 , 8.65 ± 0.02 y 8.44 ± 0.07 en las etapas 1, 2 y 3, respectivamente.

Los altos valores iniciales de pH en el PBR-AB durante los 54 primeros días estuvieron correlacionados con una alta producción de oxígeno. De acuerdo a Posadas y col. (2017), un aumento del pH y de la concentración de oxígeno disuelto vienen dados por un aumento de la actividad fotosintética en el fotobiorreactor, que conlleva una captura más activa del CO_2 , desplazando su equilibrio químico, y una mayor producción de O_2 (Ec. 1.5).

La caída de pH brusca en ambos fotobiorreactores en el día 165 (etapa 3) fue debido al cambio de purín. Este nuevo purín, aunque presentaba un pH parecido en alimentación, debido a sus ligeras diferencias en composición, hicieron que el pH variase en el caldo de los dos fotobiorreactores.

Por último, se destaca que las variaciones de pH en el medio de cultivo de los fotobiorreactores durante el experimento pudieron afectar a la disponibilidad de los iones metálicos para su biosorción (Romera y col., 2007).

4.1.5 Oxígeno disuelto

En la primera etapa, el PBR-AB presentó altas concentraciones de oxígeno disuelto, que alcanzó valores de 10.3 mg/L de oxígeno. Posteriormente disminuyó hasta los 0.03 ± 0.00 mg/L en los que se mantuvo el resto de los 22

días de experimentación. Este comportamiento fue debido a la actividad fotosintética de las microalgas, que transformaron el CO_2 disuelto en biomasa algal y O_2 . El oxígeno disuelto en el caldo de cultivo del fotobiorreactor es el resultado de su producción fotosintética por parte de las microalgas, del intercambio de O_2 con la atmósfera y de su consumo por parte de las bacterias. En nuestro caso particular, el oxígeno suministrado por las microalgas y el aporte por difusión desde la atmósfera no fueron suficiente para satisfacer la demanda de las bacterias para oxidar la materia orgánica y el NH_4^+ presentes en el purín. Se ha demostrado que en durante la biodegradación de acetonitrilo en lote, la concentración de oxígeno disuelto fue ≈ 0 mg/L (Muñoz y col., 2005) como resultado del mayor consumo bacteriano en comparación con la producción fotosintética de O_2 .

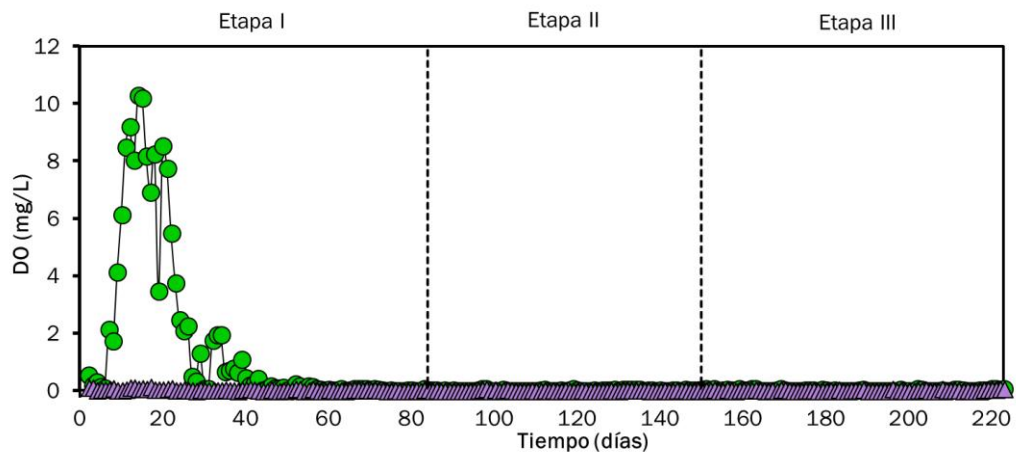


Figura 4.7 Datos históricos de oxígeno disuelto en PRB-AB (●) y PBR-PPB (▲) en las distintas etapas, medido en mg/L (Anexo 3)

Por otro lado, el oxígeno presente en el PBR-PPB fue de 0.04 ± 0.00 mg/L a lo largo de todo el experimento. La fotosíntesis anoxigénica de las PPB conlleva una producción nula de O_2 , limitándose el aporte de O_2 al caldo de cultivo al poco O_2 que pueda difundir del aire, que es rápidamente consumido por bacterias heterótrofas aerobias presentes en el PBR-PBB.

4.2 Eliminación de contaminantes

En este apartado se evalúan los rendimientos de eliminación de los diferentes contaminantes presentes en el purín diluido usado como alimentación.

4.2.1 Biodegradación de carbono orgánico total

En las figuras 4.8, 4.9 y 4.10 se muestra la evolución de la concentración de carbono orgánico total, así como la evolución de los rendimientos de eliminación y la eliminación media en el estado estacionario de cada etapa, respectivamente.

En la primera etapa la concentración de alimentación de TOC fue de 592 ± 65 mg/L, la concentración en el caldo de cultivo del PBR-AB fue de 309 ± 29 mg/L y en el del PBR-PPB fue de 181 ± 85 mg/L (Figura 4.8). Esto valores implican unas eficiencias de eliminación de $84 \pm 6\%$ para PBR-AB y $87 \pm 6\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.9, que representa la evolución de la eliminación porcentual durante todo el experimento, y la figura 4.10, que representa la eliminación porcentual en el estado estacionario.

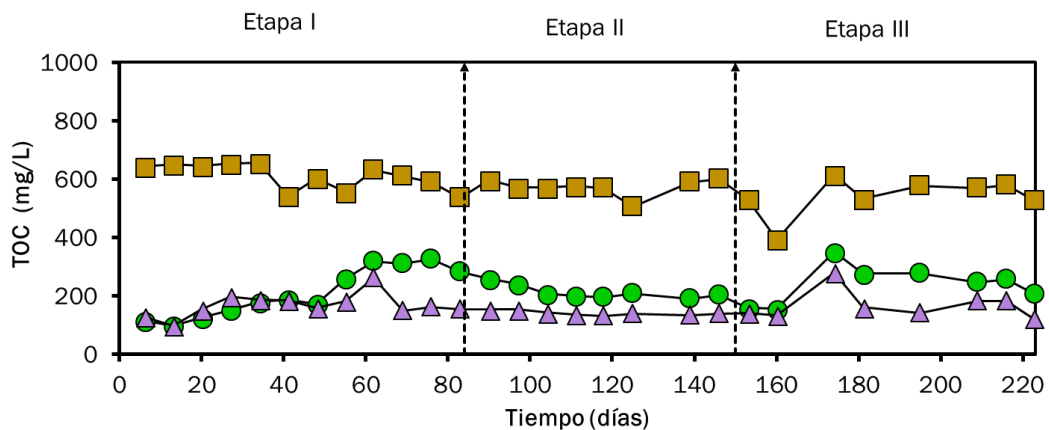


Figura 4.8 Evolución histórica de la concentración de TOC en el purín (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲), medido en mg/L (Anexo 4)

En la segunda etapa la concentración media de TOC en el purín fue de 566 ± 68 mg/L en el PBR-AB fue de 199 ± 14 mg/L y en el PBR-PPB fue de 136 ± 5 mg/L. Por consiguiente, las eficiencias de eliminación en la etapa II fueron de $79 \pm 4\%$ para PBR-AB y $84 \pm 5\%$ para PBR-PPB tal y como se puede observar en las figuras 4.9 y 4.10.

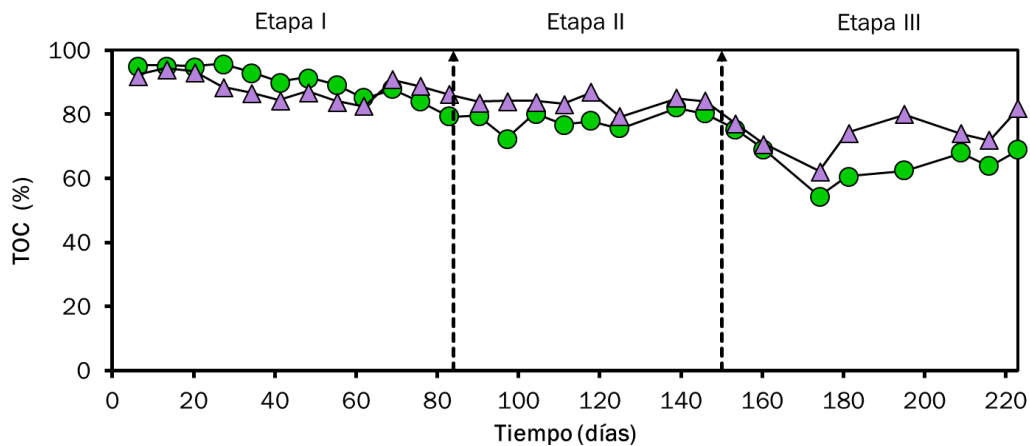


Figura 4.9 Evolución histórica de los rendimientos de eliminación de TOC, medido en %, de microalgas (●) y bacterias púrpuras fotosintéticas (▲) (Anexo 4)

En la tercera etapa la concentración de TOC en el purín de alimentación fue de 564 ± 40 mg/L, en el PBR-AB fue de 246 ± 49 mg/L y en el PBR-PPB fue de 156 ± 50 mg/L. Esto conllevó unas eficiencias de eliminación del $66 \pm 4\%$ para PBR-AB y $77 \pm 8\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.9 y 4.10.

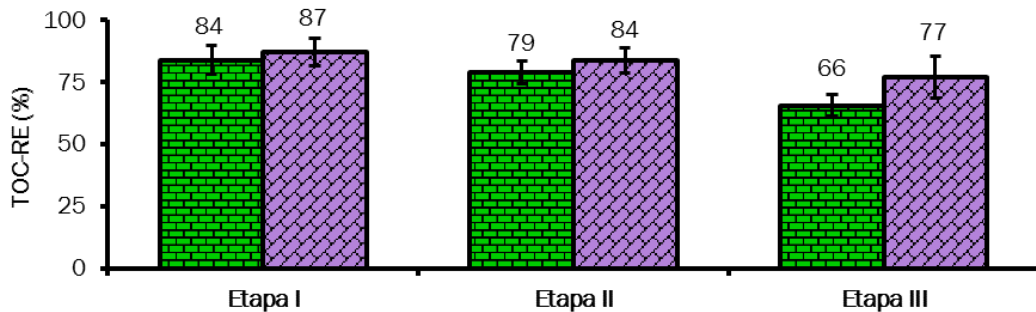


Figura 4.10 Rendimientos de eliminación medios de TOC de los fotobiorreactores en cada etapa. Eliminación en PBR-AB (■) y PBR-PPB (■) (Anexo 4)

Los resultados obtenidos en porcentaje de eliminación de carbono orgánico con microalgas se corresponden con estudios anteriores de tratamiento de purín. Por ejemplo, García y col. (2017b) obtuvieron una eliminación del 87% del carbono orgánico total tratando purín diluido al 5% en condiciones de interior en un fotobiorreactor de 3 litros con un HRT de 26 días aproximadamente. Por otro lado, los resultados obtenidos en cuanto a eliminación por parte de las PPB también se ajustan a estudios previos. Hülsen y col. (2014) han descrito una eliminación del 63%, tratando agua residual urbana en fotobiorreactores en discontinuo.

De los resultados obtenidos y representados en la figura 4.10 destaca la mayor tasa de eliminación por parte de las PPB. Esta mayor tasa de eliminación puede ser explicada desde la gran versatilidad y eficiencia metabólica que presentan estos microorganismos (Hunter y col., 2009).

Se observa en la eliminación por parte de las microalgas una bajada porcentual de 5 puntos entre la etapa 1 y 2 debido a la disminución en el tiempo de retención hidráulico de 10.7 a 7.7 días. Esta bajada porcentual se acrecienta entre la etapa 2 y 3, donde el HRT se disminuyó de 7.7 días a 4.1 días, observándose una caída en la eliminación de 13 puntos porcentuales. Por otra parte, las PPB se ven menos afectadas por la disminución del HRT ya que, tal y como se observa en la figura 4.10, entre la etapa 1 y la etapa 3 hay una caída de solo 10 puntos porcentuales.

4.2.2 Biodegradación de carbono inorgánico

La biodegradación de carbono inorgánico se representa en las figuras 4.11, 4.12 y 4.13, que muestran la evolución de la concentración de IC, la evolución de la tasa de eliminación y los rendimientos de eliminación en las distintas etapas en estado estacionario, respectivamente.

En la primera etapa la concentración de IC en el purín de alimentación fue de 57 ± 27 mg/L, mientras que las concentraciones para el PBR-AB y para el PBR-PPB fueron de 169 ± 26 mg/L y 142 ± 5 mg/L, respectivamente. Considerando las pérdidas por evaporación en ambos sistemas, esto implica unas eficiencias de eliminación de $5 \pm 25\%$ para PBR-AB y $-15 \pm 71\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.12 y 4.13, donde aparecen los rendimientos de eliminación a lo largo del experimento y en los estados estacionarios respectivamente.

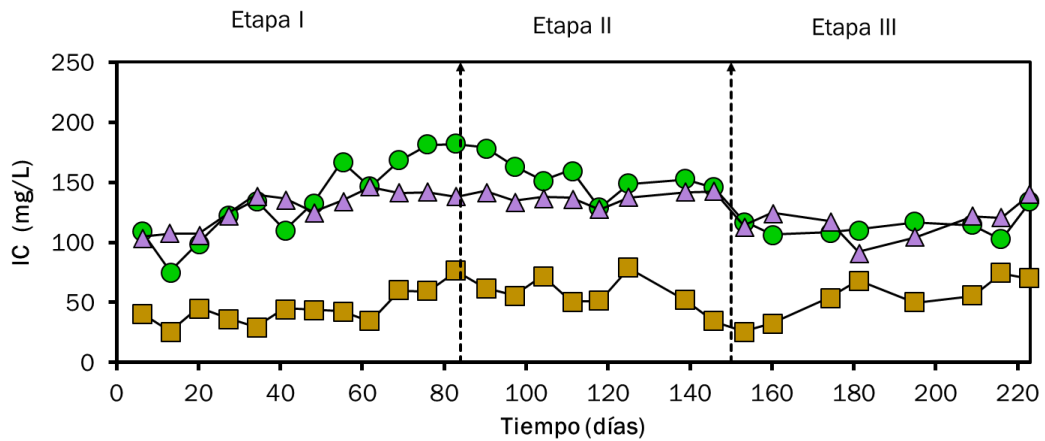


Figura 4.11 Evolución histórica de la concentración de IC en el purín (■), en PBR-AB (●) y en PBR-PPB (▲), medido en mg/L (Anexo 4)

En la segunda etapa, la concentración de IC en la alimentación de purín diluido fue de 54 ± 29 mg/L, la concentración en el caldo de cultivo del PBR-AB fue de 144 ± 16 mg/L y en el PBR-PPB fue de 137 ± 11 mg/L. Esto se tradujo en unas eficiencias de eliminación de $-74 \pm 58\%$ para PBR-AB y $-87 \pm 115\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.12 y 4.13.

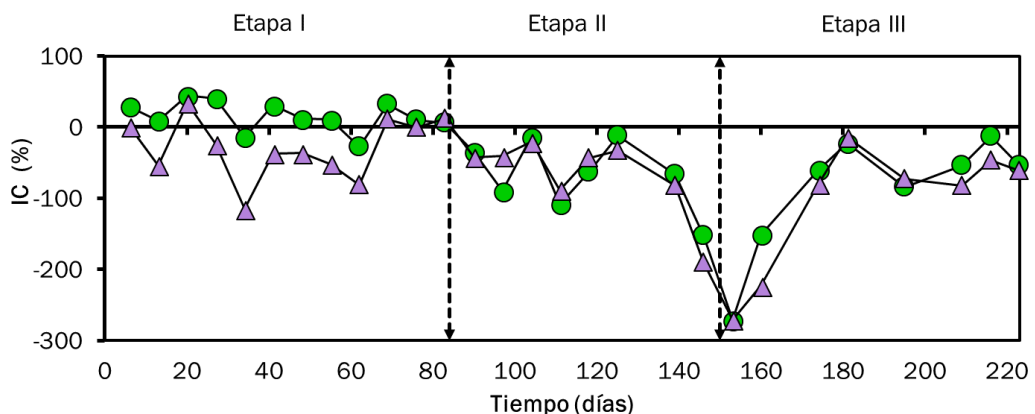


Figura 4.12 Evolución histórica de los rendimientos de eliminación de IC, medido en %, de microalgas (●) y bacterias púrpuras fotosintéticas (▲) (Anexo 4)

Durante la tercera y última etapa, la concentración de IC del purín fue de 62 ± 18 mg/L, mientras que las concentraciones en el PBR-AB y en el PBR-PPB fueron de 117 ± 21 mg/L y 122 ± 23 mg/L, respectivamente. Estas concentraciones implicaron unas eficiencias de eliminación de $-52 \pm 24\%$ en el PBR-AB y $-66 \pm 29\%$ en el PBR-PPB, tal y como se aprecia en las figuras 4.12 y 4.13.

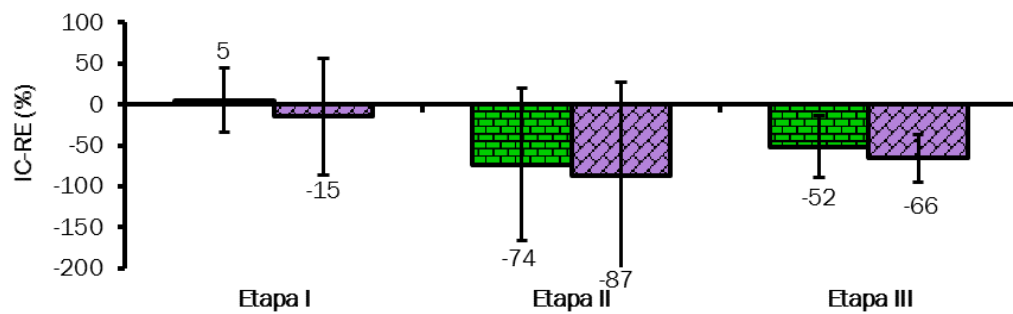


Figura 4.13 Rendimientos de eliminación medios de IC de los fotobiorreactores en cada etapa. Eliminación en PBR-AB (■) y PBR-PPB (■) (Anexo 4)

Los resultados obtenidos en porcentaje de eliminación de carbono inorgánico se corresponden con estudios anteriores de tratamiento de purín. Por ejemplo, García y col. (2017b) obtuvieron una eliminación del -72% del carbono inorgánico tratando purín diluido al 5% en condiciones de interior en un fotobiorreactor de 3 litros con un HRT de 26 días, aproximadamente. No es extraño que la eliminación de carbono inorgánico sea negativa, ya que, tal y como demostraron García y col. (2017b) y Posadas y col. (2013), estos valores se deben a una acumulación de carbono inorgánico en sistemas con una alta actividad oxidativa de materia orgánica (actividad oxidativa de materia orgánica > actividad asimilativa de CO₂).

Por otra parte, el HRT influye fuertemente en la tasa de eliminación de IC. Tal y como puede observarse en la figura 4.12, el comportamiento del PBR-AB y PBR-PPB fue parejo a lo largo del experimento. Esto puede observarse también en la figura 4.13, donde se observa como en la primera etapa ambos sistemas tuvieron una eliminación próxima a 0% (5±25% para el PBR-AB y -15±71% para el PBR-PPB), en la segunda etapa decreció hasta valores próximos al -80% (-74±58% para el PBR-AB y -87±115% para el PBR-PPB) y en la tercera etapa las eliminaciones aumentaron a -60% (-52±24% para el PBR-AB y -66±29% para el PBR-PPB).

4.2.3 Biodegradación de nitrógeno

En la figura 4.14 se puede observar la evolución con el tiempo de las concentraciones de TN en el influente y efluentes. Por otro lado, en las figuras 4.15 y 4.16 se muestran los rendimientos de eliminación a lo largo del tiempo y las eliminaciones medias en los tres estados estacionarios, respectivamente.

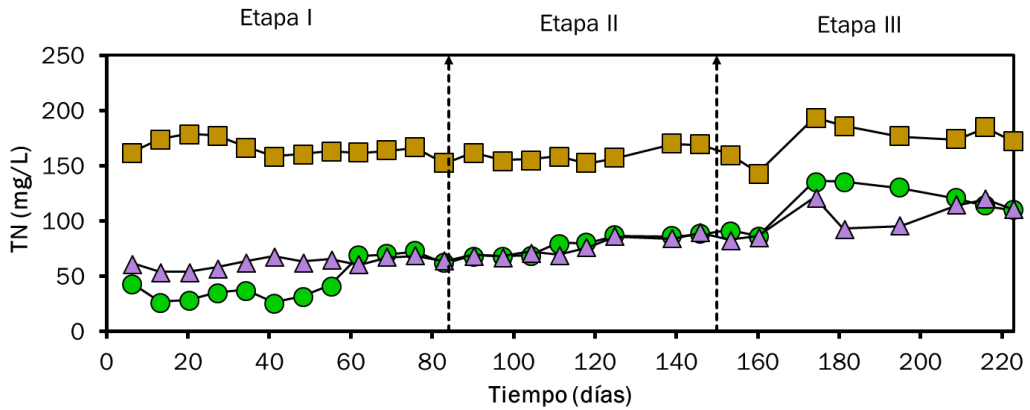


Figura 4.14 Evolución histórica de la concentración de TN en el purín (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲), medido en mg/L (Anexo 4)

En la primera etapa, la concentración de alimentación de TN fue de 160 ± 10 mg/L. Por otro lado, las concentraciones en el caldo de cultivo de PBR-AB y PBR-PPB fueron de 68 ± 7 mg/L y de 65 ± 6 mg/L, respectivamente. Estos valores conllevaron unas eficiencias de eliminación de $87 \pm 4\%$ para PBR-AB y $83 \pm 3\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.15 y 4.16.

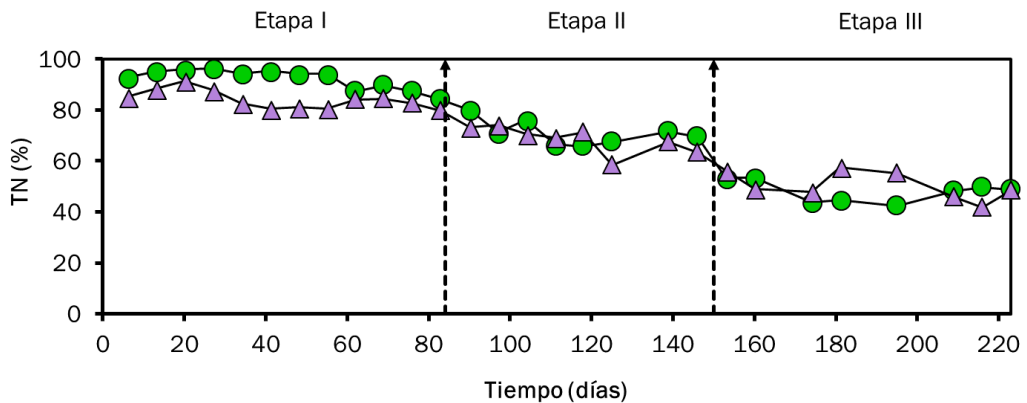


Figura 4.15 Evolución histórica de los rendimientos de eliminación de TN, medido en %, de microalgas (●) y bacterias púrpuras fotosintéticas (▲). (Anexo 4)

En la segunda etapa, la concentración de alimentación de TN fue muy similar a la de la primera etapa, 162 ± 14 mg/L. Sin embargo, la concentración en PBR-AB fue de 85 ± 6 mg/L y la concentración en PBR-PPB fue de 84 ± 9 mg/L, lo que correspondió a unas eficiencias de eliminación de $69 \pm 4\%$ y $65 \pm 9\%$, respectivamente (figura 4.15 y figura 4.16).

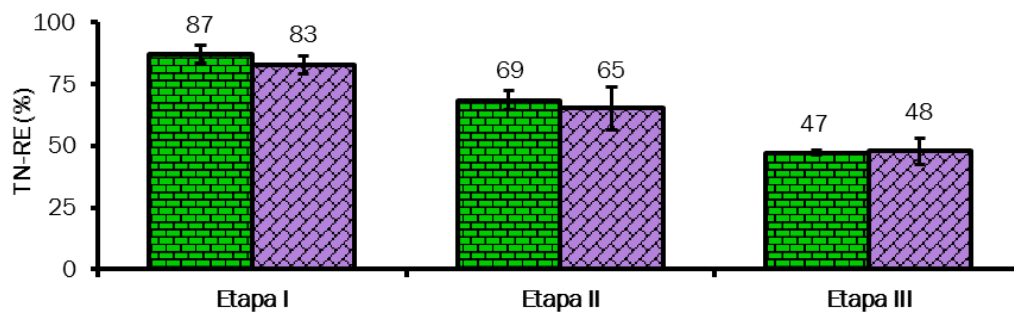


Figura 4.16 Rendimientos de eliminación medios de TN de los fotobiorreactores en cada etapa. Eliminación en PBR-AB (■) y PBR-PPB (■) (Anexo 4)

En la tercera etapa la concentración de TN en el purín de alimentación fue de 176 ± 9 mg/L (superior a etapas previas debido al cambio de purín), la concentración en PBR-AB fue de 118 ± 14 mg/L y en PBR-PPB de 110 ± 16 mg/L. De este modo, las eficiencias de eliminación fueron del $47 \pm 1\%$ para PBR-AB y del $48 \pm 5\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.15 y 4.16.

Estos resultados concordaron con los obtenidos por Godos y col. (2009), quienes registraron unas eliminaciones de nitrógeno del 76% en un fotobiorreactor abierto de 464 litros operado en el exterior con un HRT de 10 días.

En este caso, tal y como puede observarse en la figura 4.16, los rendimientos de eliminación son muy similares para los dos tipos de microorganismos en las 3 etapas. Sin embargo, sí que existe diferencia entre etapas, descendiendo la eliminación en cerca de 20 puntos porcentuales al paso de una etapa a otra como resultado del cambio de HRT (figura 4.16).

4.2.4 Biodegradación de amonio

La principal fuente de nitrógeno para los microorganismos es el amonio debido al estado Redox del nitrógeno en esta molécula (-3). En las figuras 4.17, 4.18 y 4.19 se muestran los resultados de concentración de amonio en los efluentes e influente, la tasa de eliminación de amonio a lo largo del experimento y las eliminaciones medias en cada estado estacionario, respectivamente.

Durante la primera etapa, las concentraciones de amonio obtenidas fueron de 182 ± 7 mg/L, 41 ± 5 mg/L y 60 ± 11 mg/L en el purín, PBR-AB y PBR-PPB, respectivamente. Estos valores supusieron unas tasas de eliminación de $93 \pm 2\%$ para el PBR-AB y $86 \pm 1\%$ para el PBR-PPB.

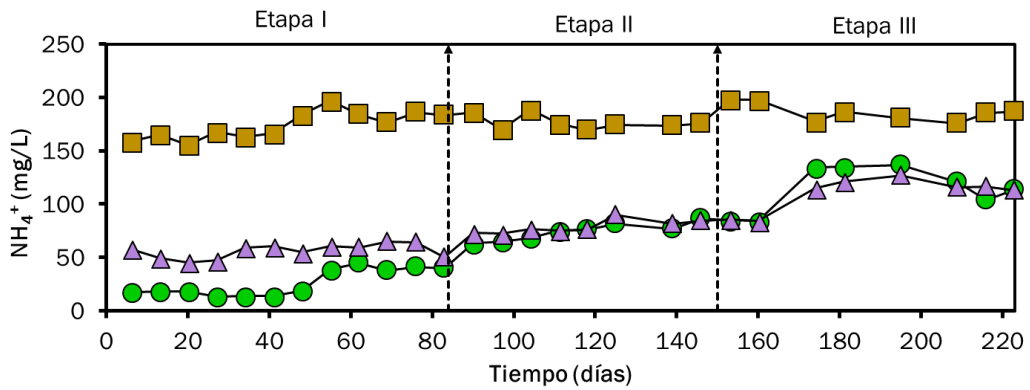


Figura 4.17 Evolución histórica de la concentración de amonio en el purín (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲), medido en mg/L (Anexo 4)

Para la segunda etapa, la concentración de amonio en el purín no varió significativamente (173 ± 4 mg/L). Por otro lado, las concentraciones en ambos efluentes aumentaron como consecuencia del aumento en el flujo de entrada de purín. En el caldo de cultivo de PBR-AB la concentración fue de 80 ± 8 mg/L, mientras que en el de PBR-PPB el amonio presentó una concentración de 83 ± 9 mg/L. Este aumento de las concentraciones repercutió en una reducción de la eliminación, siendo estas de $72 \pm 3\%$ para el PBR-AB y $68 \pm 9\%$ para el PBR-PPB.

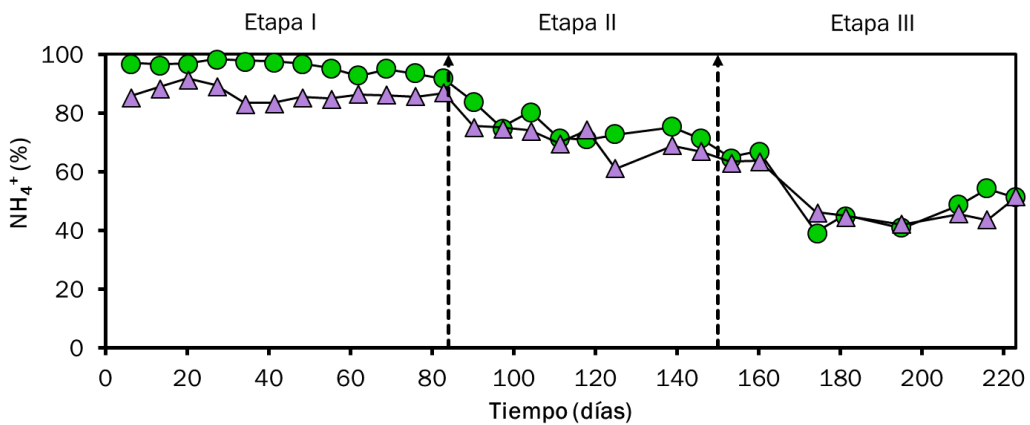


Figura 4.18 Evolución histórica de los rendimientos de eliminación de amonio, medido en %, de microalgas (●) y bacterias púrpuras fotosintéticas (▲) (Anexo 4)

En la última etapa, la concentración de amonio en el purín se mantuvo similar a la registrada en la etapa II, mientras que en los efluentes siguió aumentando. Estas concentraciones fueron de 182 ± 8 mg/L, 118 ± 22 mg/L y 118 ± 9 mg/L en el purín, PBR-AB y PBR-PPB, respectivamente. En lo que respecta a tasas de eliminación, en el PBR-AB se eliminó el $49 \pm 4\%$ del amonio, mientras que en el PBR-PPB la eliminación de amonio ascendió al $46 \pm 6\%$.

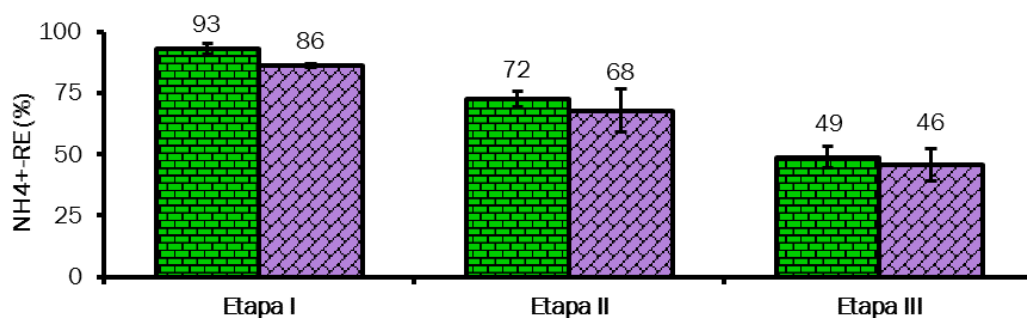


Figura 4.19 Rendimientos de eliminación medios de amonio de los fotobiorreactores en cada etapa. Eliminación en PBR-AB (■) y PBR-PPB (■) (Anexo 4)

Los resultados obtenidos se ven reforzados por estudios previos con resultados similares. Godos y col. (2009) obtuvieron en un fotobiorreactor abierto de 464 litros operado en el exterior a un HRT de 10 días una eliminación de amonio del 97%. Por otra parte, Hülsen y col. (2018) obtuvieron una eliminación del 80% con bacterias púrpuras fotosintéticas en fotobiorreactores operando en lote tratando purín.

No hubo gran diferencia en la eliminación entre fotobiorreactores entre las distintas etapas, y esta pequeña diferencia fueron disminuyendo según el HRT disminuía, de tal forma que en la etapa 1 fueron 7 puntos porcentuales de diferencia, 4 puntos porcentuales en la etapa dos y solo 3 puntos en la tercera etapa. Entre etapas si es más notable la caída de eliminación de amonio como consecuencia del cambio de HRT. Se puede observar en la figura 4.19 como la eliminación cayó desde un $\approx 90\%$ en la primera etapa, a un $\approx 70\%$ en la segunda etapa y finalmente por debajo del 50% en la tercera.

4.2.5 Biodegradación de fósforo total (PT)

Tal y como se indicó en la sección de Introducción, los microorganismos, aparte de necesitar carbono y nitrógeno, también necesitan fósforo para su crecimiento. En las figuras 4.20, 4.21 y 4.22 se muestran, respectivamente, la evolución con el tiempo de la concentración de fósforo total en el influente y efluentes, la evolución de las tasas de eliminación de fósforo total y finalmente las tasas de eliminación de cada fotobiorreactor en el estado estacionario de cada etapa.

En la primera etapa la concentración de PT en la alimentación fue de 5.20 ± 0.81 mg/L, en PBR-AB fue de 1.62 ± 0.98 mg/L y en PBR-PPB fue de 1.35 ± 0.49 mg/L (Figura 4.20). Estos valores se tradujeron en unas eficiencias

de eliminación de $91\pm 5\%$ para PBR-AB y $89\pm 5\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.21 y 4.22.

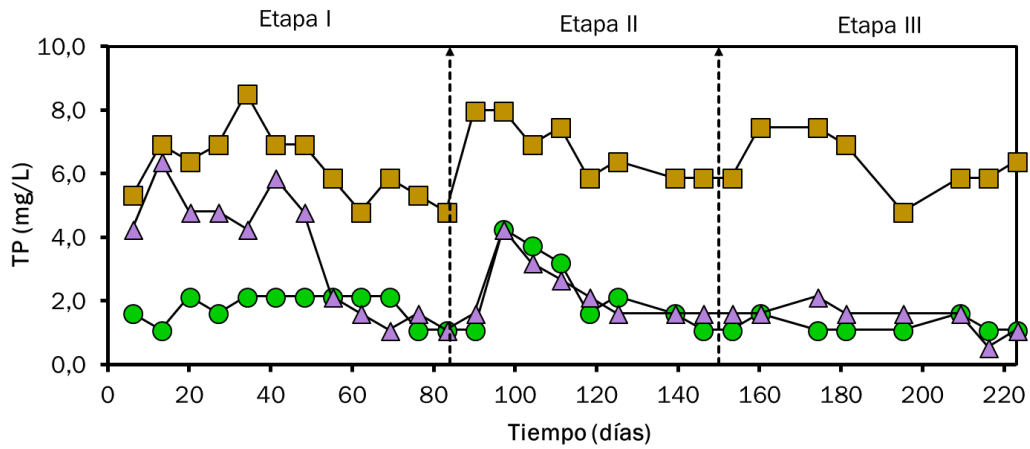


Figura 4.20 Evolución histórica de la concentración de PT en el purín (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲), medido en mg/L (Anexo 4)

En la segunda etapa la concentración de PT en el purín fue de 6.00 ± 0.42 mg/L, en PBR-AB fue de 1.62 ± 0.69 mg/L y en PBR-PPB fue de 1.75 ± 0.42 mg/L. Para esta etapa, las eficiencias de eliminación fueron de $84\pm 6\%$ para PBR-AB y $81\pm 2\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.21 y 4.22.

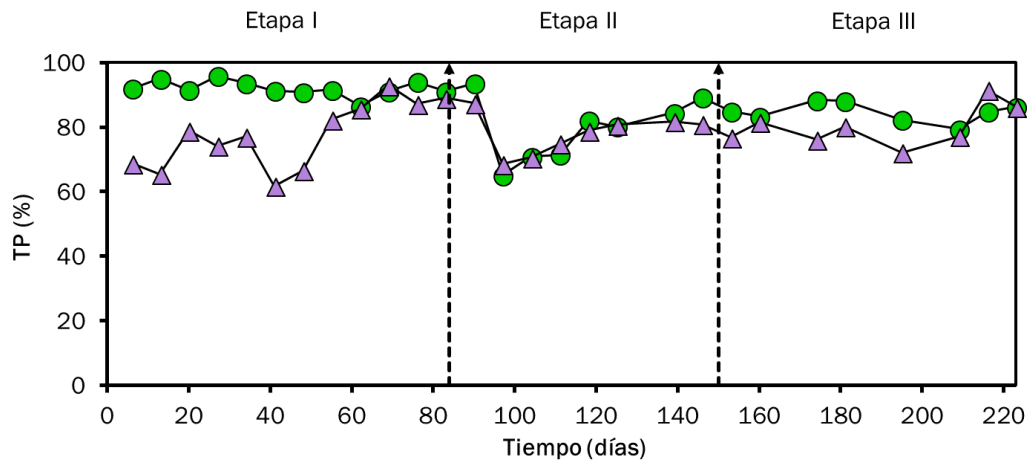


Figura 4.21 Evolución histórica de los rendimientos de eliminación de PT, medido en %, de microalgas (●) y bacterias púrpuras fotosintéticas (▲) (Anexo 4)

En la tercera etapa la concentración de PT en la alimentación fue de 5.74 ± 1.06 mg/L, en PBR-AB fue de 1.22 ± 0.42 mg/L y en PBR-PPB fue de 1.22 ± 0.81 mg/L. Esto nos dió unas eficiencias de eliminación de $83\pm 5\%$ para PBR-AB y $82\pm 14\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.21 y 4.22.

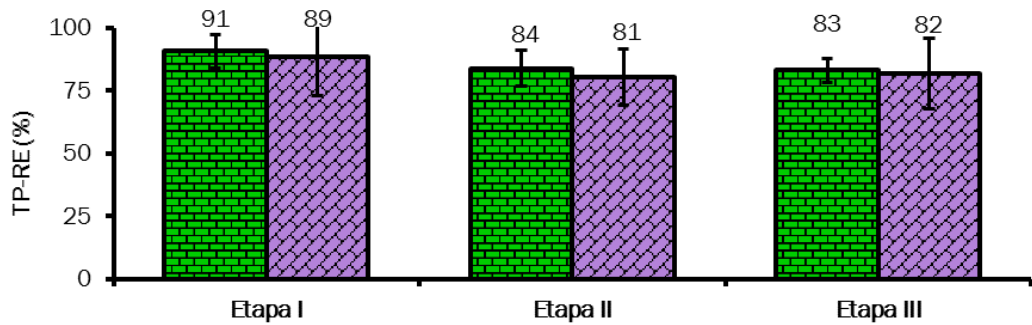


Figura 4.22 Rendimientos de eliminación medios de PT de los fotobiorreactores en cada etapa. Eliminación en PBR-AB (■) y PBR-PPB (■) (Anexo 4)

Los porcentajes de eliminación representados en la figura 4.22 son confirmados por los valores obtenidos en experimentos previos. García y col. (2017b) obtuvieron una eliminación de fósforo del 99% tratando purín diluido al 5% en condiciones de interior en un fotobiorreactor de 3 litros operado con un HRT de ≈ 26 días. Por otro lado, Hülsen y col. (2018) obtuvieron una eliminación del 55% del fósforo tratando purín con bacterias púrpuras fotosintéticas en fotobiorreactores operando en lote.

Tal y como puede observarse en la figura 4.22, existió una mínima diferencia no solo entre fotobiorreactores en cada etapa, si no también entre diferentes etapas. La diferencia máxima entre fotobiorreactores en una misma etapa fue del 3%, y se dio en la segunda etapa. En ambos fotobiorreactores existió una reducción en la tasa de eliminación entre la etapa 1 y la etapa 2. Para el PBR-AB la eliminación disminuyó en 7 puntos porcentuales, mientras que para el PBR-PPB la disminución fue de 8 puntos porcentuales. De la segunda a la tercera etapa, las eliminaciones se mantuvieron constantes, tal y como puede observarse en la figura 4.22.

La disminución sufrida entre las dos primeras etapas puede tener su origen en el cambio de HRT (de 10.7 días a 7.7 días), que conllevó una mayor carga de fósforo al sistema. Sin embargo, la disminución de HRT de 7.7 a 4.1 días no resultó en una disminución en la eficiencia de eliminación de PT. Otra de las explicaciones para esta disminución en la tasa de eliminación es el cambio de poblaciones en los fotobiorreactores. Estas poblaciones se estudian en el apartado 4.3 centrado en el seguimiento de la dinámica de poblaciones.

4.2.6 Eliminación de metales pesados - Zinc

Las concentraciones de arsénico y cobre no fueron analizadas en este estudio basándonos en resultados previos obtenidos por García y col. (2017a), donde estos metales se encontraron por debajo del límite de detección (<0.6 mg/L) en el purín empleado, cuya procedencia es la misma que la de este experimento.

La eliminación de zinc se muestra en las figuras 4.23, 4.24 y 4.25, que representan la evolución de la concentración de zinc en los estados estacionarios, la evolución de la tasa de eliminación en el estado estacionario y los rendimientos de eliminación de las distintas etapas en su estado estacionario, respectivamente.

En la primera etapa, la concentración de zinc en el purín de alimentación fue de 0.84 ± 0.03 mg/L, mientras que las concentraciones en el caldo de cultivo de PBR-AB y PBR-PPB fueron de 0.07 ± 0.04 mg/L y 0.15 ± 0.03 mg/L, respectivamente. Por tanto, las eficiencias de eliminación de Zn fueron $98 \pm 1\%$ en PBR-AB y $93 \pm 1\%$ en PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.23 y 4.24.

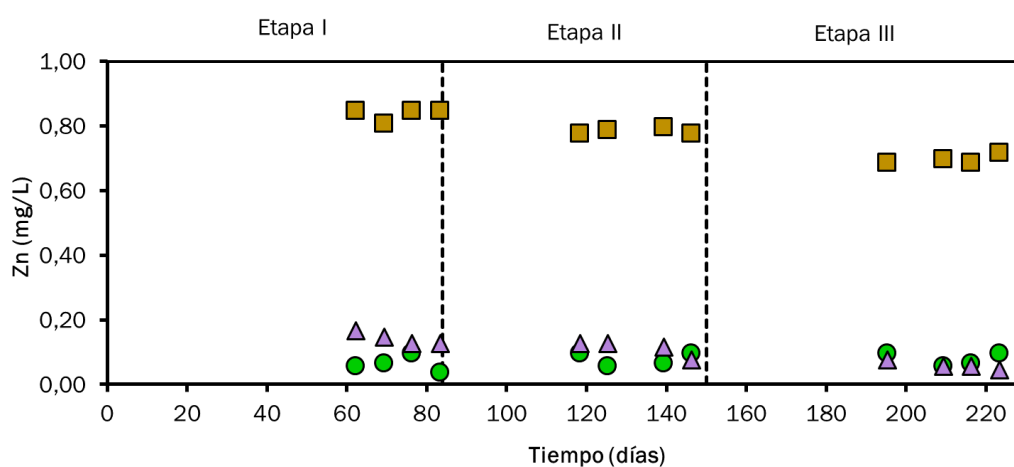


Figura 4.23 Evolución histórica en el estado estacionario de la concentración de zinc en el purín (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲), medido en mg/L (Anexo 4)

En la segunda etapa, la concentración de zinc en la alimentación fue de 0.79 ± 0.02 mg/L, en PBR-AB fue de 0.08 ± 0.03 mg/L y en PBR-PPB fue de 0.12 ± 0.04 mg/L. Estos valores corresponden con unas eficiencias de eliminación de $94 \pm 3\%$ para PBR-AB y $90 \pm 4\%$ para PBR-PPB, tal y como se puede observar en las figuras 4.24 y 4.25.

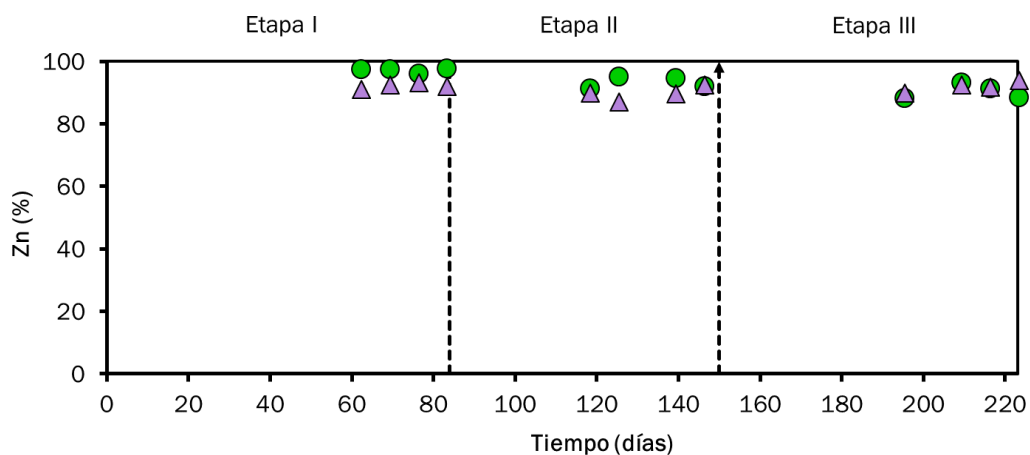


Figura 4.24 Evolución histórica de los rendimientos de eliminación de zinc, medido en %, de microalgas (●) y bacterias púrpuras fotosintéticas (▲) (Anexo 4)

Durante la tercera etapa, la concentración de zinc del purín fue de 0.70 ± 0.02 mg/L, mientras que las concentraciones en PBR-AB y PBR-PPB fueron de 0.08 ± 0.03 mg/L y 0.06 ± 0.02 mg/L, respectivamente. Estas concentraciones resultaron en unas eficiencias de eliminación de $91 \pm 4\%$ para PBR-AB y $92 \pm 3\%$ para PBR-PPB, tal y como se aprecia en las figuras 4.24 y 4.25.

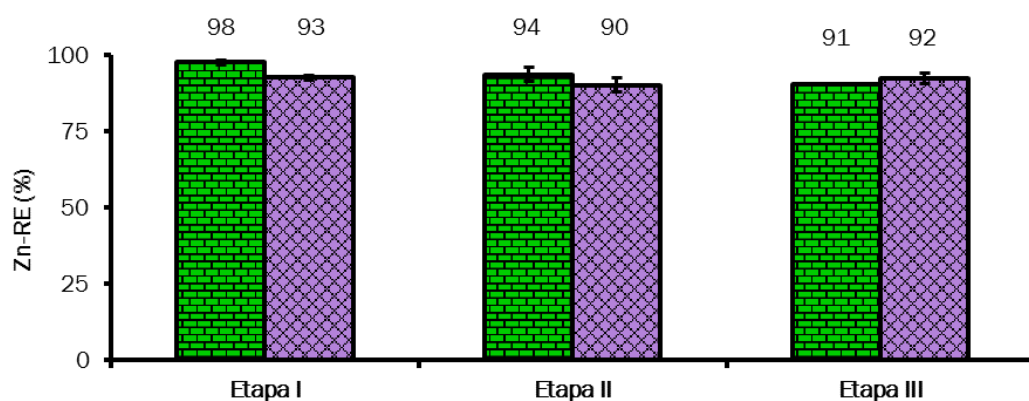


Figura 4.25 Rendimientos de eliminación medios de zinc de los fotobiorreactores en cada etapa. Eliminación en PBR-AB (■) y PBR-PPB (■) (Anexo 4)

Los resultados mostrados en la figura 4.25 confirmaron los obtenidos en la literatura. Estas eficiencias de eliminación mejoran las descritas por García y col. (2017b), quienes observaron eliminaciones de Zn del 71% durante el tratamiento de purín en un PBR de 3 litros operado con un HRT de 26 días.

Comparando ambos fotobiorreactores se puede observar como la diferencia en capacidad de eliminación de Zn fue reducida, siendo la máxima diferencia de

5 puntos porcentuales en la etapa 1, y la diferencia mínima fue de tan solo 1% en la tercera etapa.

En cuanto a la bioasimilación de zinc y su dependencia del HRT, se puede observar una mayor, aunque ligera, dependencia en el PBR-AB. Se observa en la figura 4.25 como la eliminación disminuyó entre las distintas etapas, pasando de 98% a 94% entre las etapas 1 y 2 (el HRT disminuyó de 10.7 días a 7.7 días), y del 94 % a 91% en la tercera etapa (el HRT se redujo de 7.7 días a 4.1 días). Por otra parte, el PBR-PPB no mostró una dependencia significativa con respecto al HRT, con eliminaciones del 93%, 90% y 92% en las etapas 1, 2 y 3, respectivamente.

4.2.7 Eliminación de aniones

Este apartado se enfoca en el estudio de la evolución de nitritos (NO_2^-) y nitratos (NO_3^-) en la alimentación y en los efluentes. La concentración de nitrito en alimentación de purín y efluentes se mantuvo por debajo del límite de detección del método ($<0.5 \text{ mg/L}$), por lo que no se reportaron datos.

Por otra parte, se observaron niveles de nitratos a partir del día 160 (etapa 3) correspondiendo con el cambio de purín, tal y como muestra la figura 4.26. Por otro lado, en las figuras 4.27 y 4.28 se puede observar la evolución de la tasa de eliminación a lo largo del tiempo y la eliminación media en los estados estacionarios de cada etapa.

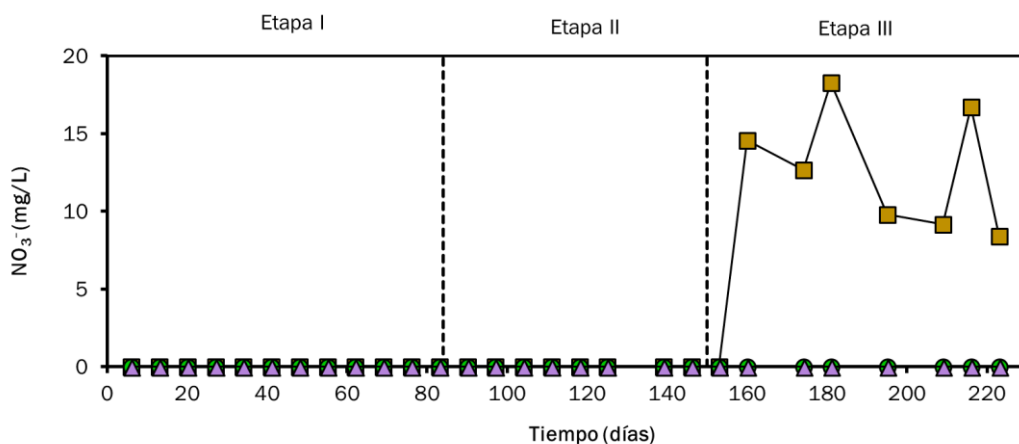


Figura 4.26 Evolución histórica de la concentración de NO_3^- en purín (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲), medido en mg/L (Anexo 4)

Estas tasas de eliminación de nitrato se deben a la capacidad de los sistemas, tanto de microalgas-bacterias como de bacterias púrpuras fotosintéticas, de asimilar el nitrato como fuente de nitrógeno, tal y como se comentó en el

apartado 1, o bien usarlo como aceptor de electrones cuando la concentración de oxígeno disuelto en el medio es cero.

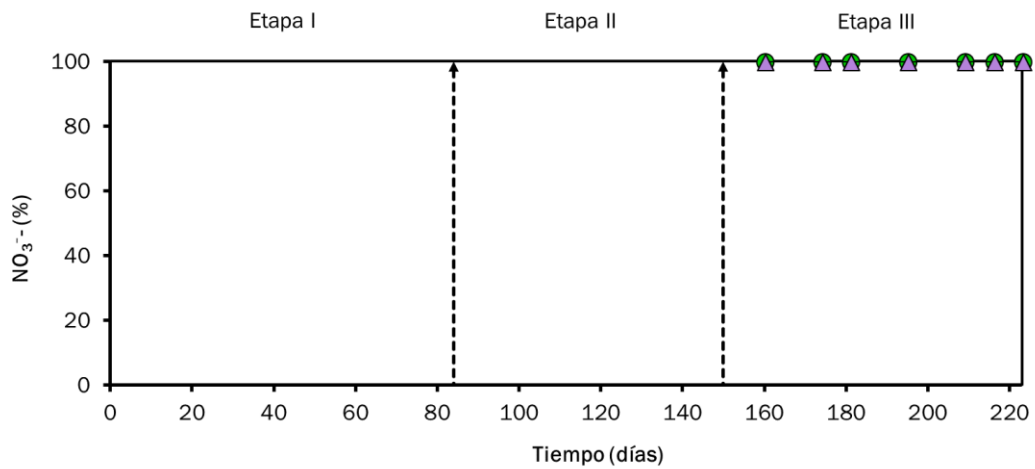


Figura 4.27 Evolución histórica de los rendimientos de eliminación de NO₃⁻, medido en %, de microalgas (●) y bacterias púrpuras fotosintéticas (▲) (Anexo 4)

La concentración de nitratos en el purín tuvo un valor medio en la etapa 3 de 11.03±6.13 mg/L. Por otra parte, la concentración de nitratos en PBR-AB y PBR-PPB se mantuvo por debajo del límite de detección, lo que conllevó eficiencias de eliminación del 100%, tal y como se observa en la figura 4.27 y 4.28.

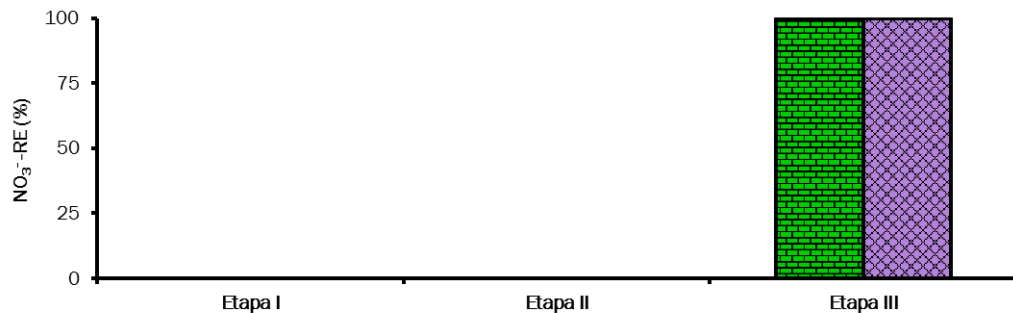


Figura 4.28 Rendimientos de eliminación medios de NO₃⁻ de los fotobiorreactores en cada etapa. En verde (■) la eliminación en PBR-AB, y en morado (■) la eliminación en PBR-PPB (Anexo 4)

Estas altas tasas de eliminación has sido también descritas por Idi y col. (2015), quienes observaron eliminaciones del 71% en medios con una concentración inicial de 85 mg/L en fotobiorreactores operados con *Rhodobacter sphaeroides* ADZ101 (bacteria púrpura fotosintética).

4.3 Producción y composición de la biomasa

4.3.1 Sólidos suspendidos totales

La concentración de sólidos suspendidos en el purín se mantuvo constante durante los meses de experimentación, siendo la media de todo el experimento de 225 ± 24 mg/L. Las pequeñas variaciones de concentración de sólidos suspendidos se deben a su naturaleza (agua residual real) natural, por lo que una homogenización insuficiente pudo causar estas variaciones, así como el decantado manual que se realizaba después de centrifugar el purín.

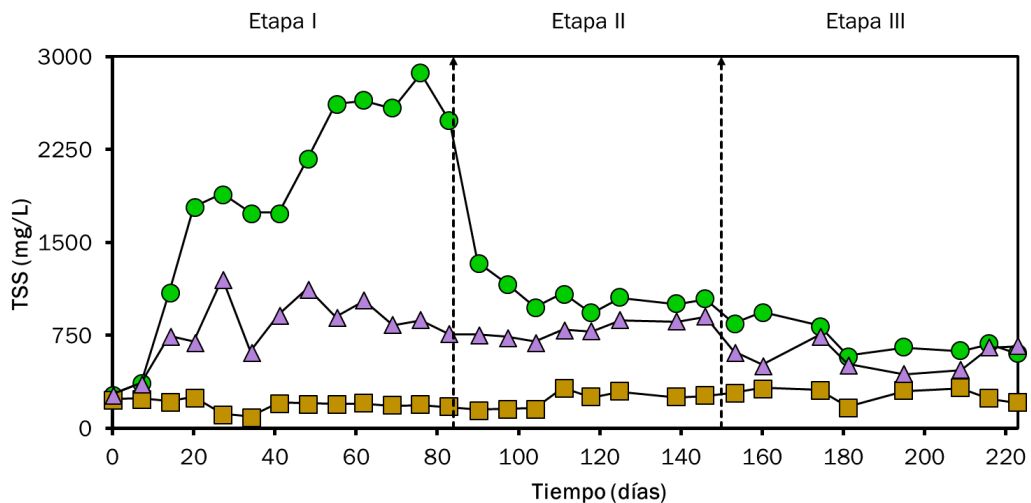


Figura 4.29 Evolución histórica de los sólidos suspendidos totales en purín (■), PBR-AB (●) y PBR-PPB (▲), medidos en mg/L (Anexo 5)

En PBR-AB existió una gran variación entre las distintas etapas. En la primera etapa la concentración de sólidos fue, en el estado estacionario, de 2640 ± 256 mg/L. Por otro lado, en el estado estacionario de la segunda etapa, la concentración de sólidos fue de 1005 ± 87 mg/L. Finalmente, en la tercera etapa la concentración de sólidos fue de 638 ± 56 mg/L, en el estado estacionario. Por otro lado, en PBR-PPB la variación entre etapas es menor, obteniendo unos resultados en los estados estacionarios de 873 ± 181 mg/L, 853 ± 82 mg/L y 553 ± 188 mg/L en las etapas 1, 2 y 3, respectivamente.

En PBR-AB, la alta concentración de biomasa en la primera etapa pudo deberse a la alta tasa de evaporación, que fue del $73 \pm 1\%$. Las concentraciones obtenidas en las etapas 2 y 3 se ven respaldadas por resultados similares, como el de García y col. (2017b), donde se obtuvo una concentración de sólidos

suspendidos totales superior a los 1200 mg/L en un fotobiorreactor abierto de microalgas-bacterias de 3 litros tratando purín al 5%.

La figura 4.29 muestra claramente como el HRT influyó significativamente en la concentración de biomasa. La disminución de HRT de 10.7 a 7.7 días conllevó una reducción en la concentración de ≈ 1600 mg/L, mientras que la disminución de 7.7 a 4.1 días resultó en una reducción de ≈ 400 mg/L.

La influencia del HRT en PBR-PPB fue menor que la observada en PBR-AB. Se puede observar como la concentración de biomasa experimentó una ligera variación entre la etapa 1 y 2, observable en sus valores medios en el estado estacionario. Esto no sucedió en el cambio de HRT de 7.7 días (etapa 2) a 4.1 días (etapa 3), donde la concentración disminuyó en ≈ 300 mg/L. Una de las razones de este cambio es el cambio de purín, visible en el día 181, donde tanto microalgas como bacterias púrpuras bajaron su concentración.

4.3.2 Dinámica de poblaciones. Dinámica de algas

En las figuras 4.30, 4.31 y 4.32 se muestra la evolución de las poblaciones de microalgas en PBR-AB en cada una de las tres etapas.

En la primera etapa se registró una mayor concentración de células, alcanzándose el máximo en el día 35 con una concentración de $1.87 \cdot 10^{10}$ células/L.

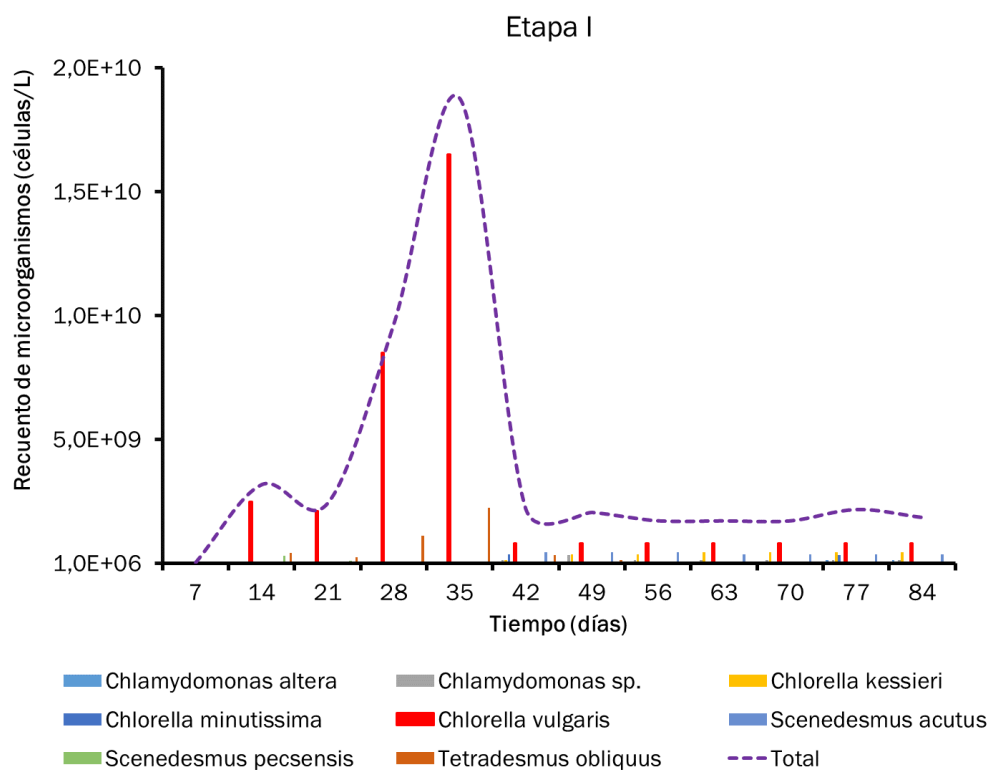


Figura 4.30 Evolución de la estructura de población de microalgas presentes en PBR-AB en la etapa 1, medido en células/L (Anexo 5)

Durante la primera etapa, la especie dominante fue *Chlorella vulgaris*, que alcanzó un máximo en la día 35 de $1.65 \cdot 10^{10}$ células/L. A partir del día 42, la concentración de *Chlorella vulgaris* siguió predominando sobre las demás, pero manteniendo una concentración de $7.97 \cdot 10^9$ células/L. Otras especies que se encontraron fueron *Chlamydomonas altera*, *Chlamydomonas sp.*, *Chlorella kessieri*, *Chlorella minutissima*, *Scenedesmus acutus*, *Scenedesmus peccensis* y *Tetradasmus obliquus*.

El máximo de concentración algal se correlacionó con el máximo registrado en la concentración de oxígeno disuelto en las primeras semanas del experimento, tal y como se vió en la figura 4.7 en el apartado 4.1. Este patrón de alta concentración de microorganismos seguido de un descenso brusco ya fue descrito por García y col. (2017b) en un fotobiorreactor con purín diluido al 5% en condiciones de interior.

La segunda etapa presentó una mayor estabilidad que la primera etapa en cuanto a concentración de células algales. Tal y como puede observarse en la figura 4.31, el total de células por litro varió entre un máximo de $6.17 \cdot 10^8$ células/L y un mínimo de $9.45 \cdot 10^7$ células/litro. Este mínimo vino derivado de

la muerte y lavado de las especies que hasta entonces predominaron, de tal forma que empezaron a surgir nuevas.

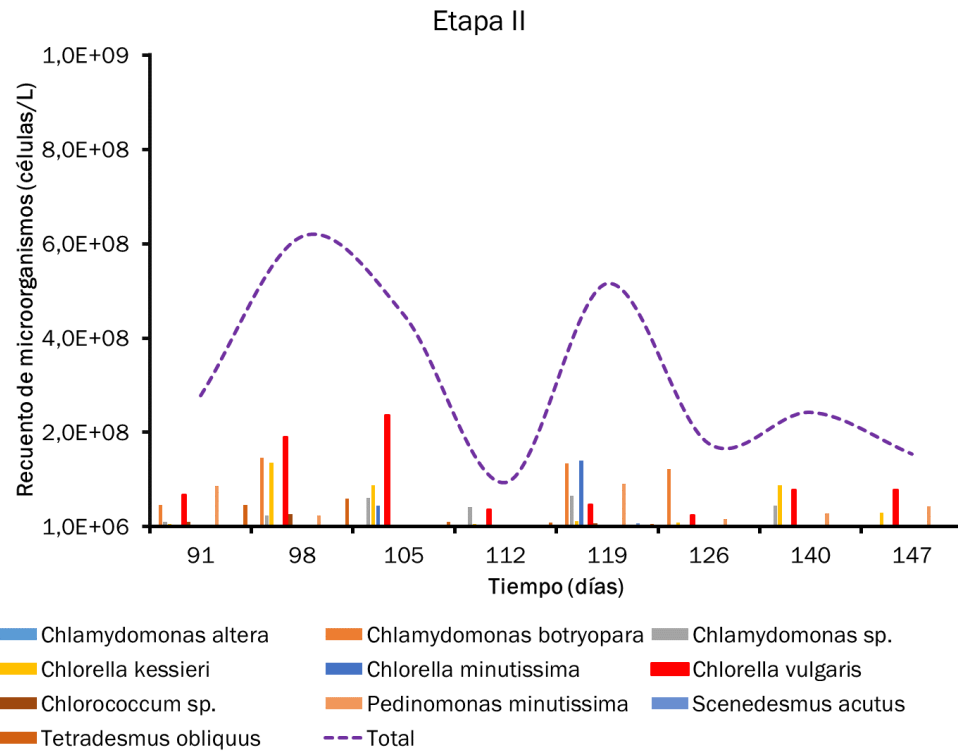


Figura 4.31 Evolución de la estructura de población de microalgas presentes en PBR-AB en la etapa 2, medido en células/L (Anexo 5)

Un hecho destacado en esta segunda etapa fue la aparición de nuevas especies como resultado de una muerte masiva, tal y como refleja la figura 4.31. Este cambio hace que aparezcan otras especies, aunque *Chlorella vulgaris* siguió siendo una especie relevante, aunque no siempre dominante.

En la figura 4.32 se representan las poblaciones algales en la tercera etapa. En los primeros días de esta etapa, la concentración de células disminuyó respecto a la etapa anterior. Este fenómeno fue debido al efecto de lavado provocado por la disminución del HRT. Una vez superado el efecto del lavado de microalgas, se detectó un crecimiento significativo de microalgas como *Pseudanabaena*, *Chlorella* y *Coenocystis*, alcanzando un máximo en el día 216 de $4.28 \cdot 10^8$ células/L.

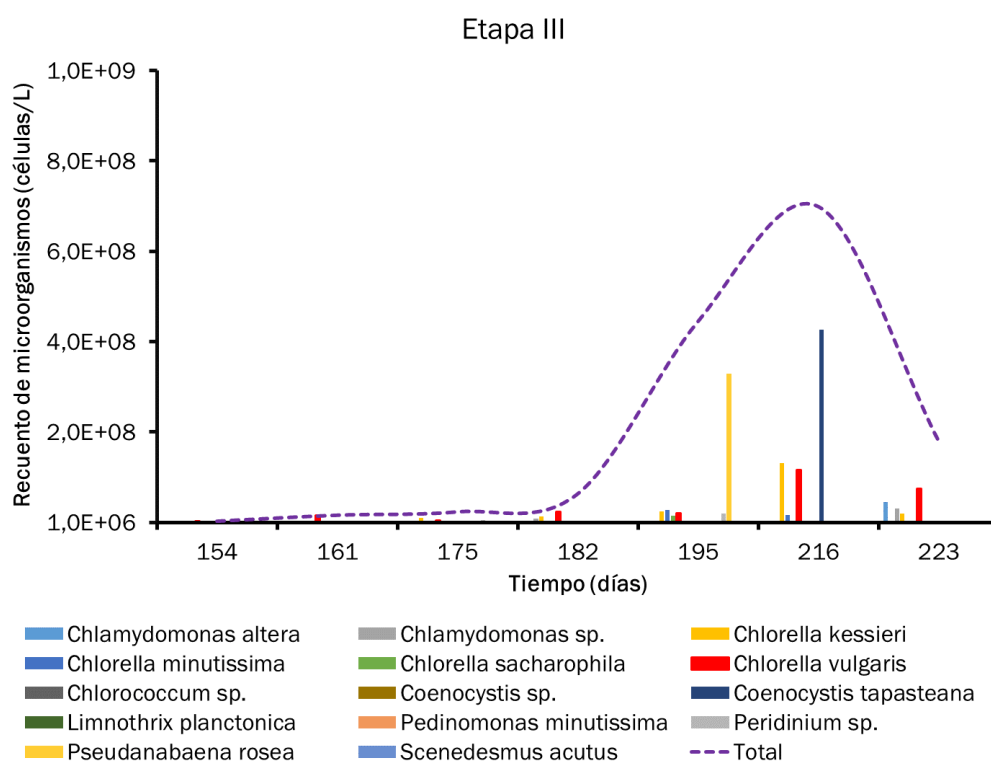


Figura 4.32 Evolución de la estructura de población de microalgas presentes en PBR-AB en la etapa 3, medido en células/L (Anexo 5)

Destacan de esta etapa el dominio de dos especies en dos días diferentes. En el día 195 se reportó que *Pseudanabaena rosea* alcanzó una concentración de $3.31 \cdot 10^8$ células/L, representado el 74% del total de las células. Por otra parte, en el día 216 se reportó el dominio de la especie *Coenocystis tapasteana* con $4.28 \cdot 10^8$ células/L, correspondiente a un 61% del total de células.

En la totalidad del experimento predominó el género *Chlorella*. Esto es debido a que este género es uno de los más resistentes a los contaminantes, concretamente el 5º género más resistente según indica Palmer (1969), y siendo la especie *Chlorella vulgaris* la 11º especie más resistente.

A continuación se estudian las dinámicas de las poblaciones de microalgas en PBR-PPB. En las figuras 4.33, 4.34 y 4.35 se muestran la evolución de las poblaciones en cada una de las tres etapas.

Tal y como puede apreciarse en la figura 4.33, durante la primera etapa no hubo presencia de microalgas.

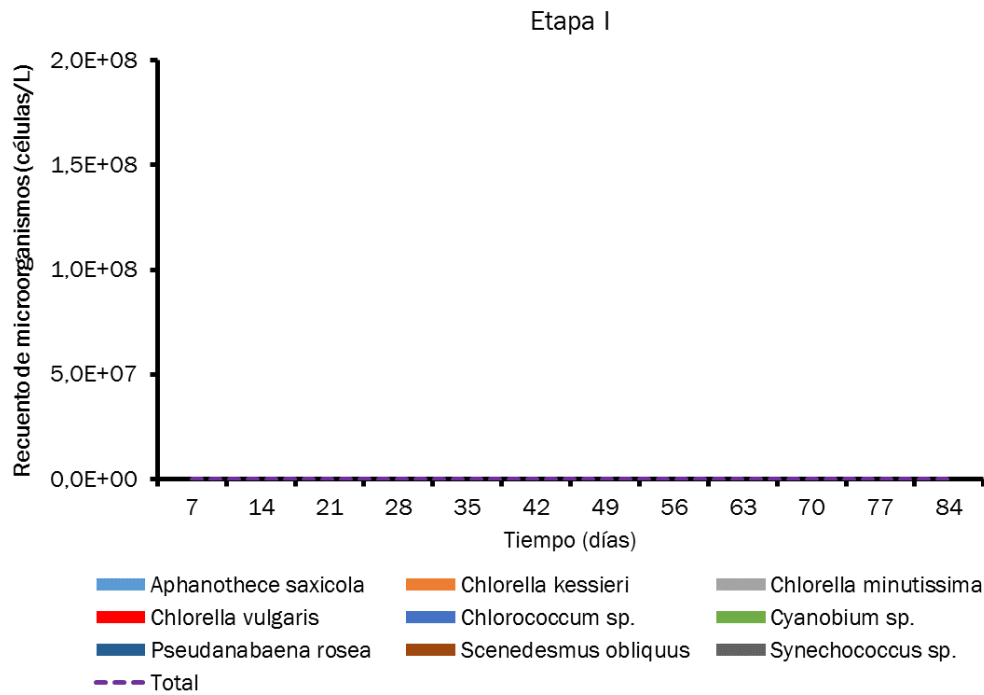


Figura 4.33 Evolución de la estructura de la población de microalgas presentes en el PBR-PPB en la etapa 1, medido en células/L (Anexo 5)

Con el cambio de HRT, en la segunda etapa empezaron a aparecer distintas especies de microalgas, predominando *Chlorella vulgaris* y *Synechococcus sp.* Sin embargo, la concentración total de microalgas nunca superó en esta etapa las $8.86 \cdot 10^6$ células/L. Esta concentración de células en PBR-PPB representó una cantidad menor al 2% de la concentración máxima del PBR-AB en la misma etapa.

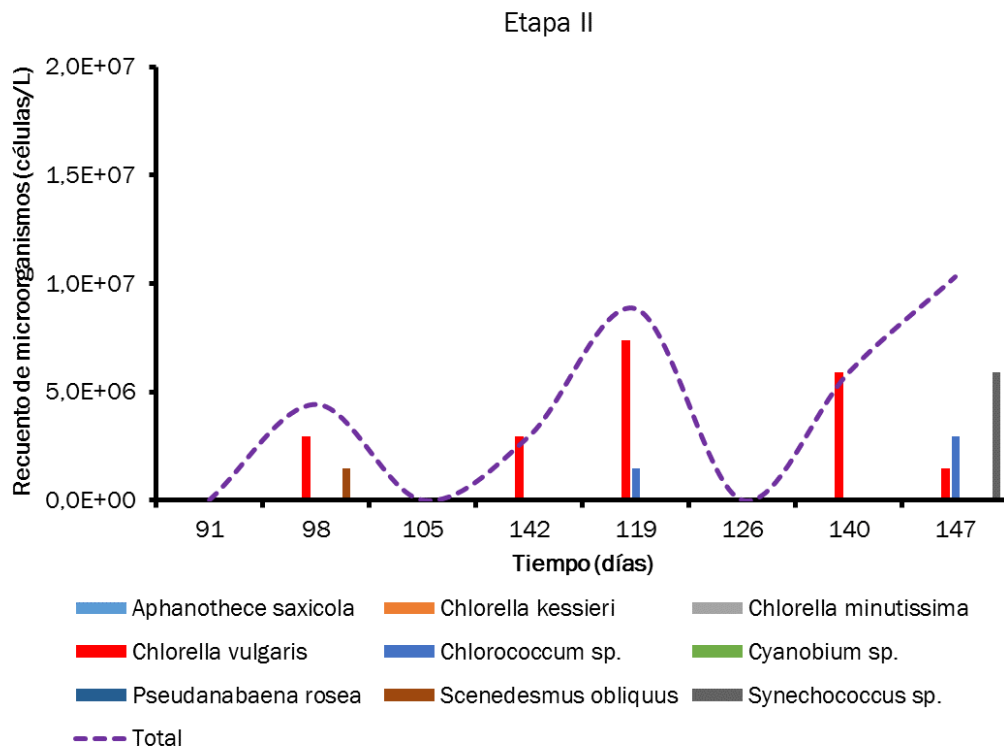


Figura 4.34 Evolución de la estructura de la población de microalgas presentes en el PBR-PPB en la etapa 2, medido en células/L (Anexo 5)

El cambio de HRT de 7.7 a 4.1 días provocó en los primeros días una disminución de las poblaciones por un efecto de dilución hasta alcanzar en el día 195 una concentración total de 0 células/L. A partir de este punto se observó un repunte del crecimiento algal, alcanzando un máximo de $1.93 \cdot 10^8$ células/L. Esta concentración máxima representó menos del 30% de la concentración máxima en la misma etapa del PBR-AB. Durante la tercera etapa las especies dominantes en PBR-PPB fueron *Pseudanabaena rosea* y *Cyanobium sp.*, con concentraciones inferiores a $1 \cdot 10^8$ células/L.

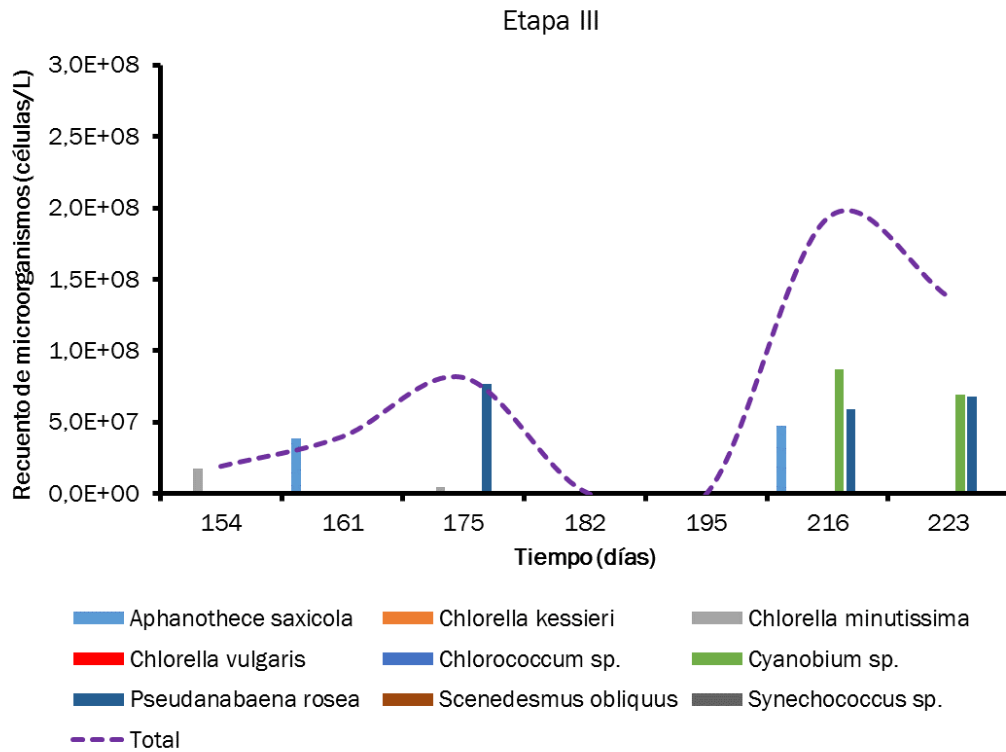


Figura 4.35 Evolución de la estructura de la población de microalgas presentes en el PBR-PPB en la etapa 3, medido en células/L (Anexo 5)

La presencia de microalgas en este fotobiorreactor pudo deberse a una contaminación biológica por tratarse de un sistema abierto en un laboratorio con varios fotobiorreactores abiertos operados para tratar aguas residuales. Sin embargo, la explicación más sencilla y posible puede ser, tal y como dicen Olgún y col. (2013), que la presencia de estas especies de microorganismos se diese de forma nativa en el fotobiorreactor estando aclimatadas a las condiciones ambientales y operacionales durante el tratamiento del purín. El efecto dilución provocado por los cambios de HRT pudo ser el detonante de esta aparición espontánea de poblaciones de microalgas.

4.3.3 Concentración de C, N y P en la biomasa. Balance de materia

En la figura 4.36 se representa la concentración de carbono, nitrógeno y fósforo presente en la biomasa en estado estacionario de cada etapa de los dos fotobiorreactores.

La biomasa presente en PBR-AB presentó unas concentraciones de carbono de 44.8%, 52.3% y 47% en las etapas 1, 2 y 3, respectivamente. En estas etapas, el contenido en nitrógeno ascendió al 7%, 9.1% y 6.6%, y el de fósforo a 0.69%, 1.21% y 1.99%, respectivamente.

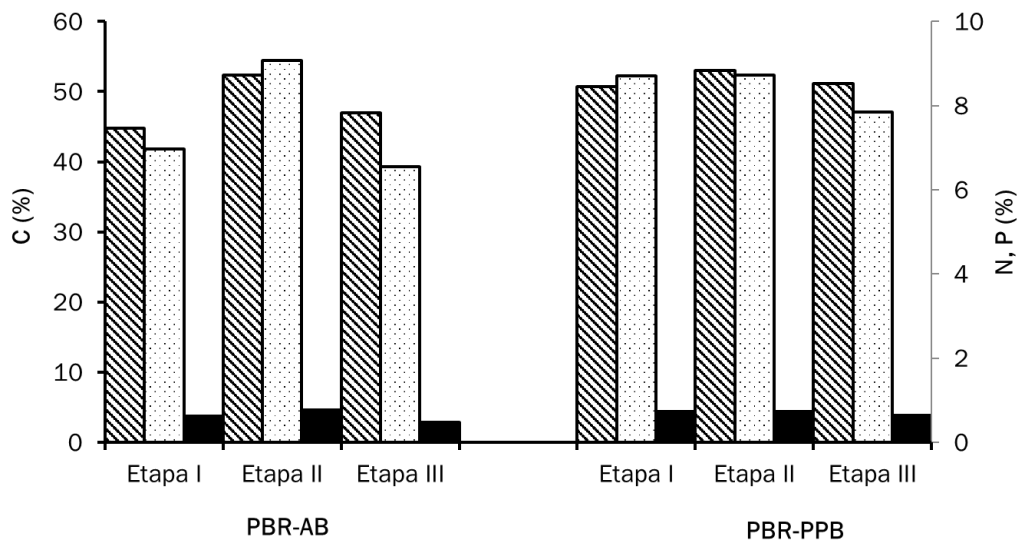


Figura 4.36 Contenido de C (▨), N (▤) y P (■) de la biomasa en estado estacionario en cada etapa en PBR-AB y PBR-PPB (Anexo 5)

Por otra parte, la biomasa en PBR-PPB presentó un mayor contenido de carbono que la del PBR-AB, con valores de 50.7%, 53% y 51.1% en cada una de las 3 etapas. El contenido en nitrógeno fue más estable entre etapas que en PBR-AB, con concentraciones de 8.7% en la primera y segunda etapa y de 7.8% en la tercera. Esta estabilidad se observó también para el contenido en fósforo de la biomasa en PBR-PPB, con contenidos de 0.723%, 0.724% y 0.636% en cada una de las etapas.

Con estos datos de contenidos de C, N y P de la biomasa presente en los fotobiorreactores se puede realizar el balance de materia a estos elementos y calcular la tasa de recuperación. En la figura 4.37 se muestran las tasas de recuperación de cada elemento en cada etapa en función del tipo de fotobiorreactor.

Las tasas de recuperación de C presentaron un comportamiento similar en ambos fotobiorreactores. Se observó un aumento en la recuperación de carbono como biomasa de la primera a la segunda etapa (de 62% a 71% para el PBR-AB y de 38% a 64% para el PBR-PPB), y un posterior descenso en la recuperación cuando el HRT disminuyó de 7.7 a 4.1 días (de 71% a 69% para el PBR-AB y de 64% a 58% para el PBR-PPB). Además, tal y como puede observarse en la figura 4.37, las eficiencias de recuperación de C en PBR-AB fueron superiores a las de PBR-PPB en cada una de las etapas.

Las tasas de recuperación de C no tuvieron correlación con los cambios de HRT, por lo que las variaciones se debieron a otros factores sin determinar en esta experimentación.

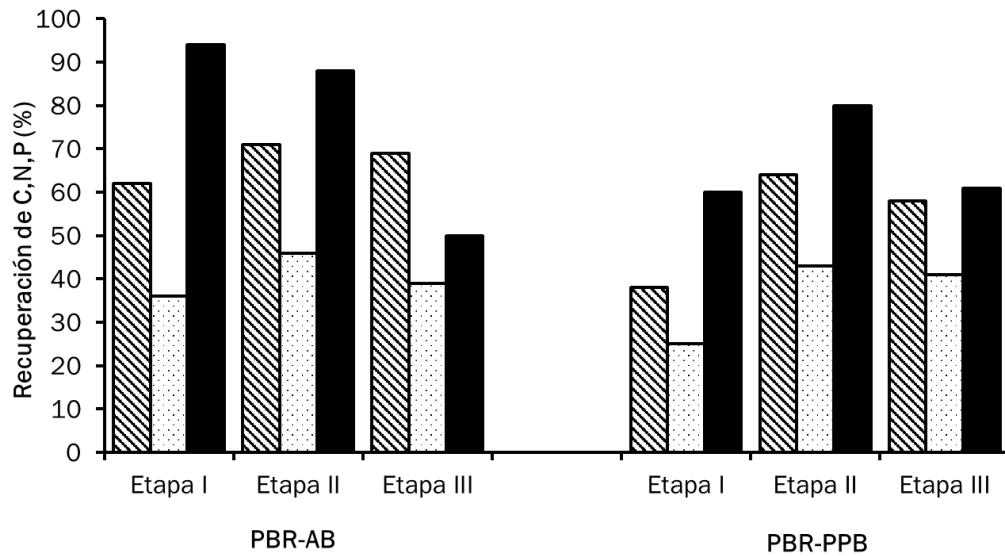


Figura 4.37 Tasas de recuperación de C (▨), N (▤) y P (■) en cada etapa en función del tipo fotobiorreactor (Anexo 5)

Las tasas de recuperación de N siguieron un comportamiento similar a las de C, aumentando de la etapa 1 a la 2, y permaneciendo constantes entre las etapas 2 y 3. Además, en las etapas 1 y 2, PBR-AB presentó mayores tasas de recuperación (36% y 46% respectivamente) que PBR-PPB (25% y 43% respectivamente). Sin embargo, a diferencia de lo observado para el C, en la tercera etapa la tasa de recuperación del N fue ligeramente mayor en PBR-PPB (41%) que en PBR-AB (39%).

A la hora de analizar la posible influencia del HRT sobre la tasa de recuperación de N nos encontramos el mismo escenario que para la recuperación del C. El aumento en la tasa de recuperación entre la etapa 1 y 2 en ambos fotobiorreactores no se correspondió con el cambio en HRT. Estos resultados de recuperación de N ponen de manifiesto cómo, pese a las altas tasas de eliminación de N, la recuperación de N fue baja. Así, las eficiencias de eliminación de N fluctuaron entre el 87% y el 47% en el caso de PBR-AB y entre el 83% y el 48% en el caso de PBR-PPB, mientras que las tasas de recuperación variaron entre el 46% y el 36% para el PBR-AB y entre 43% y 25% para el PBR-PPB. La razón por la cual la eliminación de N fue muy superior a su asimilación se encuentra en las altas tasas de stripping, siguiendo el equilibrio químico Ec. 1.6. Los resultados obtenidos en este experimento son coherentes con los reportados por García y col. (2017b) en fotobiorreactores abiertos operados con consorcios algas-bacterias y purín diluido.

Por último, en PBR-AB se pudo observar como las tasas de asimilación de fósforo fueron disminuyendo a lo largo de las tres etapas. Estas tasas fueron

de 94%, 88% y 50% para las etapas 1, 2 y 3, respectivamente, presentando un comportamiento diferente a sus homólogos C y N. Por otra parte, las tasas de asimilación de P en PBR-PPB presentaron un comportamiento similar al hasta ahora visto en la asimilación de C y N. Se puede observar como la asimilación aumentó de 60% en la primera etapa a 80% en la segunda, descendiendo nuevamente en la tercera etapa hasta 61%.

Los altos valores obtenidos en este experimento en cuanto a tasa de recuperación de en PBR-AB fueron similares a los obtenidos por García y col. (2017b) en un fotobiorreactor abierto tratando purines de cerdo, donde las tasas de recuperación alcanzaron el 100% en un reactor de 3 litros y con HRT de ≈ 26 días.

La falta de correlación entre la productividad de biomasa y la asimilación de P sugiere que otros mecanismos diferentes a la bioasimilación, como precipitación, fueron responsables de las altas eliminaciones de P observadas en esta experimentación.

5. Conclusiones y trabajo futuro

En este trabajo fin de grado se ha estudiado durante 224 días la capacidad de eliminación de materia orgánica, nutrientes y metales pesados presentes en el purín de un consorcio de microalgas-bacterias y de bacterias púrpuras fotosintéticas en fotobiorreactores abiertos en condiciones de interior.

La capacidad de eliminación de materia orgánica fue ligeramente mayor en PBR-PPB que en PBR-AB. Por el contrario, la eliminación de nutrientes (nitrógeno y fósforo) fue mayor en PBR-AB que en PBR-PPB. Sin embargo, la eliminación de zinc fue muy similar en ambos fotobiorreactores.

El HRT fue un parámetro de operación fundamental en el comportamiento de las eliminaciones de los contaminantes arriba mencionados en ambos fotobiorreactores. Se ha observado como las eliminaciones de materia orgánica, nitrógeno y amonio se vieron fuertemente influenciadas en ambos fotobiorreactores, disminuyendo la eliminación a medida que disminuía el HRT. La eliminación de otros contaminantes, como el fósforo o el zinc, no se vio influenciada.

El HRT determinó también en la productividad de biomasa en ambos sistemas fotosintéticos. Se ha comprobado como la disminución del HRT conllevó un lavado en los fotobiorreactores, disminuyendo la concentración de biomasa en su interior, viéndose más afectada la población de microalgas que las de bacterias púrpuras fotosintéticas. Se observó también como el lavado provocado por el cambio de HRT afectó a la estructura de poblaciones de microorganismos en ambos fotobiorreactores. En este contexto, el PBR-AB se vio afectado por los cambios de especies de microalgas, así como la aparición de nuevas especies, mientras que el PBR-PPB experimentó la aparición de microalgas, posiblemente nativas por aclimatación (aunque en proporción despreciable en comparación con PBR-AB).

Los resultados obtenidos en este experimento han demostrado la capacidad de tratamiento de purines de bacterias fotosintéticas púrpuras, abriendo la puerta a una nueva línea de investigación. Los futuros experimentos deberán validar el potencial de tratamiento de purines en condiciones de exterior.

6. Bibliografía

- Alcántara, C., Posadas, E., Guieysse, B., & Muñoz, R. (2015). Microalgae-based Wastewater Treatment. *Handbook of Marine Microalgae: Biotechnology Advances*, 439–455. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800776-1.00029-7>
- APHA. (2005). *Standard Methods of Water & Wastewater*. American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation. (A. D. Eaton, L. S. Clesceri, E. W. Rice, & A. E. Greenberg, Eds.) (21st ed.).
- Basak, N., & Das, D. (2007). The prospect of purple non-sulfur (PNS) photosynthetic bacteria for hydrogen production: the present state of the art. *World Journal Microbiology Biotechnology*, 23, 31–42. <https://doi.org/10.1007/s11274-006-9190-9>
- Batstone, D. J., Hülsen, T., Mehta, C. M., & Keller, J. (2015). Platforms for energy and nutrient recovery from domestic wastewater: A review. *Chemosphere*, 140, 2–11. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2014.10.021>
- BOE. (7 de febrero de 2003). *Boletín Oficial del Estado*. Recuperado el 12 de mayo de 2018, de Real Decreto 140/2003, de 7 de febrero, por el que se establecen los criterios sanitarios de la calidad del agua de consumo humano. Anexo I, B.1: <https://www.boe.es/buscar/act.php?id=BOE-A-2003-3596&tn=1&p=20160730#ani>
- BOE. (11 de septiembre de 2015). *Boletín Oficial del Estado*. Recuperado el 23 de mayo de 2018, de Real Decreto 817/2015, de 11 de septiembre, por el que se establecen los criterios de seguimiento y evaluación del estado de las aguas superficiales y las normas de calidad ambiental: https://www.boe.es/diario_boe/txt.php?id=BOE-A-2015-9806
- Caporgno, M. P., Taleb, A., Olkiewicz, M., Font, J., Pruvost, J., Legrand, J., & Bengoa, C. (2015). Microalgae cultivation in urban wastewater: Nutrient removal and biomass production for biodiesel and methane. *Algal Research*, 10, 232–239. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2015.05.011>
- Cheah, W. Y., Show, P. L., Chang, J. S., Ling, T. C., & Juan, J. C. (2015). Biosequestration of atmospheric CO₂ and flue gas-containing CO₂ by microalgae. *Bioresource Technology*, 184, 190–201. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.11.026>
- Codgell, R. J., Southall, J., Gardiner, A. T., Law, C. J., Gall, A., Roszak, A. W., & Isaacs, N. W. (2006). How purple photosynthetic bacteria harvest solar energy. *Comptes Rendus Chimie*, 9, 201–206. <https://doi.org/10.1016/j.crci.2005.03.035>
- De la Torre, A. I., Jiménez, J. A., Carballo, M., Fernandez, C., Roset, J., & Muñoz, M. J. (2000). Ecotoxicological evaluation of pig slurry. *Chemosphere*, 41(10), 1629–1635. [https://doi.org/10.1016/S0045-6535\(00\)00038-2](https://doi.org/10.1016/S0045-6535(00)00038-2)

- European Commission. (19 de septiembre de 2017). *eurostat*. Recuperado el 12 de mayo de 2018, de <http://ec.europa.eu/eurostat/web/products-eurostat-news/-/DDN-20170919-1>
- FAO. (2016). *Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura*. Recuperado el 12 de mayo de 2018, de FAOSTAT: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QA>
- Fernández, C. G. (2008). *Tratamiento de purines: separación de fases y tratamiento biológico de las fases líquida y sólida*. Universidad de Valladolid.
- García, D., Posadas, E., Blanco, S., Acién, G., García-Encina, P., Bolado, S., & Muñoz, R. (2017a). Evaluation of the dynamics of microalgae population structure and process performance during piggery wastewater treatment in algal-bacterial photobioreactors. *Bioresource Technology*. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.06.079>
- García, D., Posadas, E., Grajeda, C., Blanco, S., Martínez-Páramo, S., Acién, G., ... Muñoz, R. (2017b). Comparative evaluation of piggery wastewater treatment in algal-bacterial photobioreactors under indoor and outdoor conditions. *Bioresource Technology*, 245(August), 483–490. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.08.135>
- García Ferrero, J. L. (2013). *Real Academia de Ciencias Veterinarias de España*. Recuperado el 12 de mayo de 2018, de <http://racve.es/publicaciones/tecnologia-de-la-gestion-y-tratamiento-de-purines-aplicacion-en-la-agricultura-y-otros-usos/>
- Giotto, L., Agostiano, A., Italiano, F., Milano, F., & Trotta, M. (2006). Heavy metal ion influence on the photosynthetic growth of *Rhodobacter sphaeroides*. *Chemosphere*, 62(9), 1490–1499. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2005.06.014>
- Gobierno de España. (2017). *Guía de las mejores técnicas disponibles para reducir el impacto ambiental de la ganadería*. Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente. Retrieved from <http://www.agro-alimentarias.coop/ficheros/doc/05547.pdf>
- Godos, I. de, Blanco, S., García-Encina, P. A., Becares, E., & Muñoz, R. (2009). Long-term operation of high rate algal ponds for the bioremediation of piggery wastewaters at high loading rates. *Bioresource Technology*, 100(19), 4332–4339. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.04.016>
- Gunkel-Grillon, P., Roth, E., Laporte-Magoni, C., & Le Mestre, M. (2015). Effects of long term raw pig slurry inputs on nutrient and metal contamination of tropical volcanogenic soils, Uvéa Island (South Pacific). *Science of the Total Environment*, 533, 339–346. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2015.06.110>

- Guo, Z., & Tong, Y. W. (2014). The interactions between *Chlorella vulgaris* and algal symbiotic bacteria under photoautotrophic and photoheterotrophic conditions. *Journal of Applied Phycology*, 26(3), 1483–1492. <https://doi.org/10.1007/s10811-013-0186-1>
- Hülßen, T., Barry, E. M., Lu, Y., Puyol, D., & Batstone, D. J. (2016a). Low temperature treatment of domestic wastewater by purple phototrophic bacteria: Performance, activity, and community. *Water Research*, 100, 537–545. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2016.05.054>
- Hülßen, T., Barry, E. M., Lu, Y., Puyol, D., Keller, J., & Batstone, D. J. (2016b). Domestic wastewater treatment with purple phototrophic bacteria using a novel continuous photo anaerobic membrane bioreactor. *Water Research*, 50, 18–26. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2016.04.061>
- Hülßen, T., Batstone, D. J., & Keller, J. (2014). Phototrophic bacteria for nutrient recovery from domestic wastewater. *Water Research*, 50, 18–26. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2013.10.051>
- Hülßen, T., Hsieh, K., Lu, Y., Tait, S., & Batstone, D. J. (2018). Simultaneous treatment and single cell protein production from agri-industrial wastewaters using purple phototrophic bacteria or microalgae – A comparison. *Bioresource Technology*, 254(December 2017), 214–223. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.01.032>
- Hunter, C. N., Daldal, F., Thurnauer, M. C., & Beatty, J. T. (2009). *The Purple Phototrophic Bacteria. VOLUME 28. Advances in Photosynthesis and Respiration* (Vol. 28). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-8815-5>
- Idi, A., Ibrahim, Z., Mohamad, S. E., & Majid, Z. A. (2015). Biokinetics of nitrogen removal at high concentrations by *Rhodobacter sphaeroides* ADZ101. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 105, 245–251. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2015.09.014>
- Khan, S., Siddique, R., Sajjad, W., Nabi, G., Hayat, K. M., Duan, P., & Yao, L. (2017). Biodiesel Production From Algae to Overcome the Energy Crisis. *HAYATI Journal of Biosciences*, 24(4), 163–167. <https://doi.org/10.1016/j.hjb.2017.10.003>
- Koblížek, M., Bějã, O., Bidigare, R. R., Christensen, S., Benitez-Nelson, B., Vetricani, C., ... Kolber, Z. S. (2003). Isolation and characterization of *Erythrobacter* sp. strains from the upper ocean. *Archives of Microbiology*, 180(5), 327–338. <https://doi.org/10.1007/s00203-003-0596-6>
- Madukasi, E. I., Dai, X., He, C., & Zhou, J. (2010). Potentials of phototrophic bacteria in treating pharmaceutical wastewater. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 7(1), 165–174.

- Maeda, Y., Yoshino, T., Matsunaga, T., Matsumoto, M., & Tanaka, T. (2018). Marine microalgae for production of biofuels and chemicals. *Current Opinion in Biotechnology*, 50, 111–120. <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2017.11.018>
- MAPAMA. (2017). *Ministerio de Agricultura y Pesca Alimentación y Medio Ambiente*. Recuperado el 12 de mayo de 2018, de CEA resultados nacionales 1990-2017: <http://www.mapama.gob.es/es/estadistica/temas/estadisticas-agrarias/economia/cuentas-economicas-agricultura/#para4>
- Matamoros, V., Gutiérrez, R., Ferrer, I., García, J., & Bayona, J. M. (2015). Capability of microalgae-based wastewater treatment systems to remove emerging organic contaminants: A pilot-scale study. *Journal of Hazardous Materials*, 288, 34–42. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2015.02.002>
- Meng, F., Yang, A., Zhang, G., & Wang, H. (2017). Effects of dissolved oxygen concentration on photosynthetic bacteria wastewater treatment: Pollutants removal, cell growth and pigments production. *Bioresource Technology*, 241, 993–997. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.05.183>
- Montalvo, S., Guerrero, L., Borja, R., Travieso, L., Sánchez, E., & Díaz, F. (2006). Use of natural zeolite at different doses and dosage procedures in batch and continuous anaerobic digestion of synthetic and swine wastes. *Resources, Conservation and Recycling*, 47(1), 26–41. <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2005.10.001>
- Muñoz, R., & Guieysse, B. (2006). Algal–bacterial processes for the treatment of hazardous contaminants: A review. *Water Research*, 40, 2799–2815. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2006.06.011>
- Muñoz, R., Jacinto, M., Guieysse, B., & Mattiasson, B. (2005). Combined carbon and nitrogen removal from acetonitrile using algal-bacterial bioreactors. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 67(5), 699–707. <https://doi.org/10.1007/s00253-004-1811-3>
- Nwoba, E. G., Ayre, J. M., Moheimani, N. R., Ubi, B. E., & Ogbonna, J. C. (2016). Growth comparison of microalgae in tubular photobioreactor and open pond for treating anaerobic digestion piggery effluent. *Algal Research*, 17, 268–276. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2016.05.022>
- Olguín, E. J., Mendoza, A., González-Portela, R. E., & Novelo, E. (2013). Population dynamics in mixed cultures of *Neochloris oleoabundans* and native microalgae from water of a polluted river and isolation of a diatom consortium for the production of lipid rich biomass. *New Biotechnology*, 30(6), 705–715. <https://doi.org/10.1016/j.nbt.2013.03.003>
- Palmer, C. M. (1969). A COMPOSITE RATING OF ALGAE TOLERATING ORGANIC POLLUTION. *Journal of Phycology*, 5(1), 78–82. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.1969.tb02581.x>

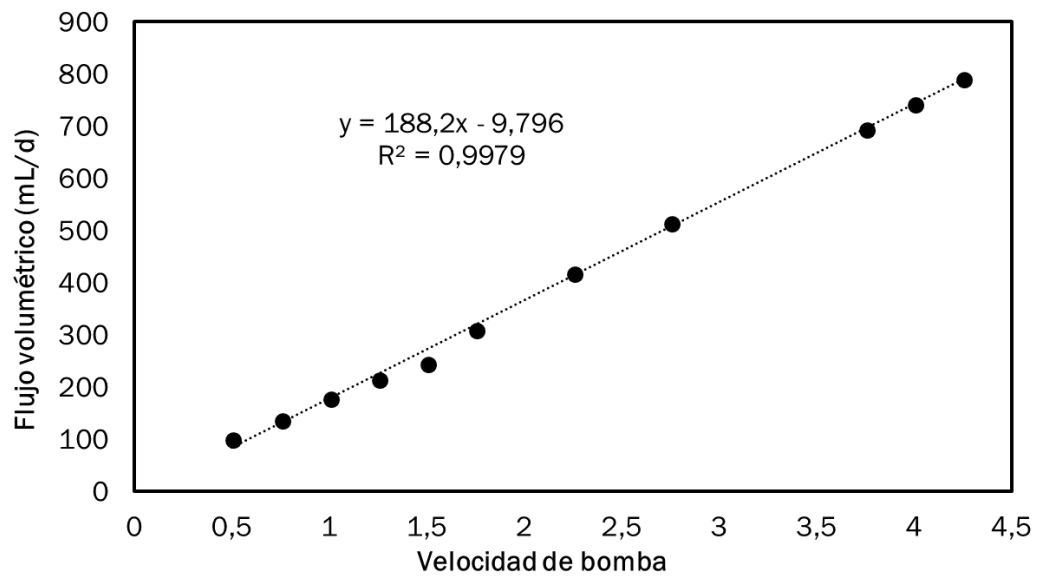
- Patil, P. D., Dandamudi, K. P. R., Wang, J., Deng, Q., & Deng, S. (2018). Extraction of bio-oils from algae with supercritical carbon dioxide and co-solvents. *Journal of Supercritical Fluids*, 135(December 2017), 60–68. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2017.12.019>
- Posadas, E., Alcántara, C., García-Encina, P. A., Gouveia, L., Guieysse, B., Norvill, Z., ... Muñoz, R. (2017). Microalgae cultivation in wastewater. In *Microalgae-Based Biofuels and Bioproducts: From Feedstock Cultivation to End-Products* (pp. 67–91). <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-101023-5.00003-0>
- Posadas, E., García-Encina, P. A., Soltau, A., Domínguez, A., Díaz, I., & Muñoz, R. (2013). Carbon and nutrient removal from centrates and domestic wastewater using algal-bacterial biofilm bioreactors. *Bioresource Technology*, 139, 50–58. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.04.008>
- Puyol, D., Barry, E. M., Hülsen, T., & Batstone, D. J. (2017). A mechanistic model for anaerobic phototrophs in domestic wastewater applications: Photo-anaerobic model (PAnM). *Water Research*, 116, 241–253. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2017.03.022>
- Romera, E., González, F., Ballester, A., Blázquez, M. L., & Muñoz, J. A. (2007). Comparative study of biosorption of heavy metals using different types of algae. *Bioresource Technology*, 98(17), 3344–3353. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2006.09.026>
- Shi, Y., Jiang, Z., Li, X., Zuo, L., Lei, X., Yu, L., ... Hong, B. (2018). Biosynthesis of antibiotic chuangxinmycin from *Actinoplanes tsinanensis*. *Acta Pharmaceutica Sinica B*, 8(2), 283–294. <https://doi.org/10.1016/j.apsb.2017.07.005>
- Soldevila Lafon, V. (2008). El impacto medioambiental de las explotaciones porcinas en Catalunya desde una perspectiva de filière. *XI Jornadas de Economía Crítica*, 1, 1–20.
- Soni, R. A., Sudhakar, K., & Rana, R. S. (2017). Spirulina – From growth to nutritional product: A review. *Trends in Food Science and Technology*, 69, 157–171. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.09.010>
- Sournia, A. (1978). *Phytoplankton manual*. UNESCO. Paris.
- Takeo, K., Sasaki, K., Watanabe, M., Kaneyasu, T., & Nishio, N. (1999). Removal of phosphorus from oyster farm mud sediment using a photosynthetic bacterium, *Rhodobacter sphaeroides* IL 106. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 88(4), 410–415. [https://doi.org/10.1016/S1389-1723\(99\)80218-7](https://doi.org/10.1016/S1389-1723(99)80218-7)
- Tan, X. B., Lam, M. K., Uemura, Y., Lim, J. W., Wong, C. Y., & Lee, K. T. (2018). Cultivation of microalgae for biodiesel production: A review on upstream and downstream processing. *Chinese Journal of Chemical Engineering*, 26(1). <https://doi.org/10.1016/j.cjche.2017.08.010>

Tang, W., Qin, J., Yang, K., Niu, X., Min, M., & Liang, S. (2017). An efficient algorithm for calculating photosynthetically active radiation with MODIS products. *Remote Sensing of Environment*, 194, 146–154. <https://doi.org/10.1016/j.rse.2017.03.028>

7. Anexos

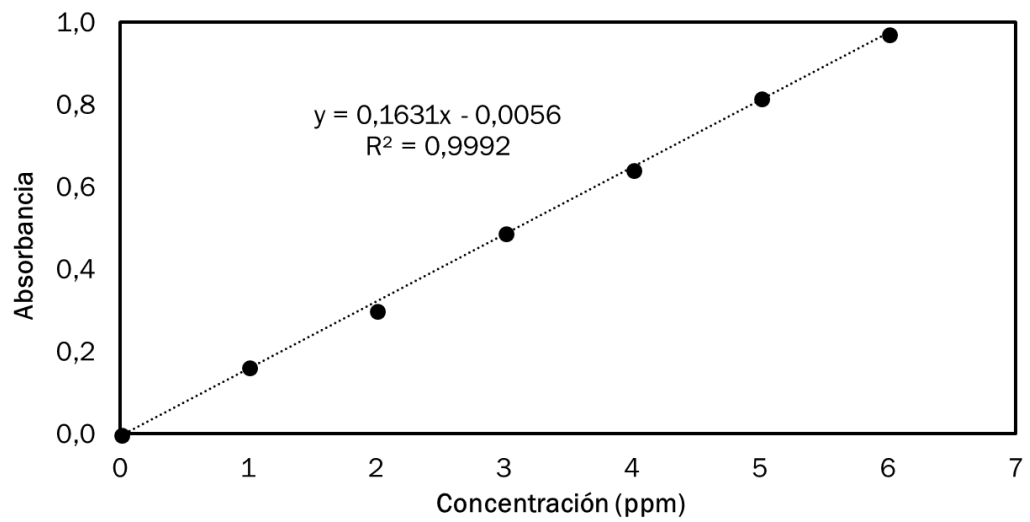
Anexo 1. Puntos de calibrado de bomba multicanal

Velocidad	Canal	Volumen (mL)	Tiempo (s)	Flujo (mL/s)	Flujo (mL/d)
0,5	1	8,5	3600	0,002	102
	2	8,5		0,002	102
0,75	1	11,5	3600	0,003	138
	2	11,5		0,003	138
1	1	15	3600	0,004	180
	2	15		0,004	180
1,25	1	18	3600	0,005	216
	2	18		0,005	216
1,5	1	20,5	3600	0,006	246
	2	20,5		0,006	246
1,75	1	26	3600	0,007	312
	2	26		0,007	312
2,25	1	35	3600	0,010	420
	2	35		0,010	420
2,75	1	43	3600	0,012	516
	2	43		0,012	516
3,75	1	29	1800	0,016	696
	2	29		0,016	696
4	1	31	1800	0,017	744
	2	31		0,017	744
4,25	1	33	1800	0,018	792
	2	33		0,018	792



Anexo 2. Recta de calibración de amonio

Concentración NH ₄ ⁺ (ppm)	Absorbancia
0	0,000
1	0,164
2	0,300
3	0,489
4	0,644
5	0,818
6	0,972



Anexo 3. Influyente, efluente, tasa de evaporación, temperatura, PAR, IR , pH y oxígeno disuelto

Cuadro resumen de medias en cada etapa y media global

		ETAPA I			ETAPA II			ETAPA III			GLOBAL		
		PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN
INFLUENTE (mL)	Media			281			392			731			
	Int. Conf.			3			9			3			
	Desv. Estand.			13			36			15			
EFLUENTE (mL)	Media	77	123		225	249		574	596				
	Int. Conf.	4	5		10	11		4	5				
	Desv. Estand.	19	24		39	44		20	21				
TASA DE EVAPORACIÓN (%)	Media	73	56		43	36		21	18				
	Int. Conf.	1	2		2	2		1	1				
	Desv. Estand.	7	8		6	8		2	3				
TEMPERATURA 9:00 (°C)	Media	32,7	30,3		31,3	28,4		32,1	30,5		32,2	29,9	
	Int. Conf.	0,2	0,3		0,2	0,4		0,2	0,3		0,1	0,2	
	Desv. Estand.	0,8	1,3		1	1,5		1	1,4		1,1	1,7	
TEMPERATURA 16:00 (°C)	Media	31,2	30,4		30,3	29		30,7	30,3		30,8	30	
	Int. Conf.	0,3	0,3		0,4	0,4		0,4	0,3		0,2	0,2	
	Desv. Estand.	1,3	1,4		1,5	1,5		1,5	1,4		1,5	1,6	

		ETAPA I			ETAPA II			ETAPA III			GLOBAL		
		PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN
PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\cdot\text{s}$)	Media	1386,1			1384,5			1408,7			1393,2		
	Int. Conf.	26,8			25,2			6,9			11,4		
	Desv. Estand.	39,9			35,3			9,7			32,3		
IR (W/m²)	Media		50,7			46,1			47,6			47,8	
	Int. Conf.		6			1			1,7			1,4	
	Desv. Estand.		5,7			1,3			2,5			3,6	
pH (unidades)	Media	9,11	8,68	7,62	8,72	8,65	7,6	8,64	8,44	7,58	8,83	8,58	7,53
	Int. Conf.	0,11	0,03	0,11	0,02	0,02	0,15	0,05	0,07	0,1	0,09	0,01	0,05
	Desv. Estand.	0,48	0,16	0,18	0,09	0,1	0,21	0,24	0,29	0,15	0,65	0,09	0,14
OXÍGENO DISUELTO (mg/L)	Media	Máx. en 10,3	0,05		0,03	0,02		0,03	0,03		0,03	0,04	
	Int. Conf.		0,01		0	0		0,01	0		0	0	
	Desv. Estand.		0,03		0,02	0,01		0,02	0,02		0,02	0,04	

Datos históricos de oxígeno disuelto, pH, influente, efluente, tasa de evaporación, PAR, IR y temperatura

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 1	30/07/2017	1					
	01/08/2017	2	0,55	0,13	8,20	8,42	7,2
	02/08/2017	3	0,21	0,12	8,29	8,50	
	03/08/2017	4	0,33	0,03	8,36	8,44	
	04/08/2017	5	0,14	0,06	8,29	8,54	
	05/08/2017	6	0,11	0,05	8,39	8,52	
	06/08/2017	7	2,15	0,05	8,48	8,42	7,2
	07/08/2017	8	1,75	0,10	8,90	8,64	
	08/08/2017	9	4,15	0,04	8,82	8,61	7,2
	09/08/2017	10	6,14	0,04	9,05	8,68	
	10/08/2017	11	8,51	0,05	9,50	8,60	
	11/08/2017	12	9,22	0,13	9,75	8,52	
	12/08/2017	13	8,04	0,12	9,91	8,62	
	13/08/2017	14	10,3	0,09	10,03	8,64	7,5
	14/08/2017	15	10,2	0,11	9,84	8,46	
	15/08/2017	16	8,18	0,09	9,38	8,45	
	16/08/2017	17	6,94	0,15	9,97	8,55	
	17/08/2017	18	8,26	0,05	9,66	8,72	
	18/08/2017	19	3,49	0,06	9,40	8,58	
	19/08/2017	20	8,54	0,05	9,41	8,62	

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 1	20/08/2017	21	7,75	0,08	9,42	8,73	7,5
	21/08/2017	22	5,5	0,11	9,71	8,59	
	22/08/2017	23	3,77	0,04	9,33	8,71	
	23/08/2017	24	2,49	0,04	9,00	8,60	
	24/08/2017	25	2,11	0,06	9,36	8,66	
	25/08/2017	26	2,28	0,04	9,61	8,62	
	26/08/2017	27	0,5	0,04	9,61	8,55	
	27/08/2017	28	0,35	0,01	9,30	8,67	7,26
	28/08/2017	29	1,31	0,05	9,41	8,47	
	29/08/2017	30	0,07	0,03	9,61	8,76	
	30/08/2017	31	0,08	0,04	9,19	8,63	
	31/08/2017	32	1,78	0,03	9,51	8,72	
	01/09/2017	33	1,95	0,03	9,61	8,72	
	02/09/2017	34	1,95	0,03	9,44	8,78	
	03/09/2017	35	0,67	0,05	8,84	8,83	7,68
	04/09/2017	36	0,73	0,03	9,79	8,76	
	05/09/2017	37	0,79	0,03	9,38	8,66	
	06/09/2017	38	0,66	0,01	8,88	8,68	
	07/09/2017	39	1,1	0,05	9,22	8,93	
	08/09/2017	40	0,47	0,05	9,4	8,78	
09/09/2017	41	0,2	0,08	9,38	8,83		
10/09/2017	42	0,25	0,06	9,32	8,77	7,59	

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 1	11/09/2017	43	0,43	0,04	9,28	8,78	
	12/09/2017	44	0,03	0,02	9,92	9,03	
	13/09/2017	45	0,07	0,02	9,89	9,1	
	14/09/2017	46	0,18	0,05	9,44	8,86	
	15/09/2017	47	0,1	0,03	9,57	8,9	
	16/09/2017	48	0,1	0,02	9,61	8,99	7,69
	17/09/2017	49	0,12	0,03	9,6	9,05	
	18/09/2017	50	0,03	0,03	9,42	9	
	19/09/2017	51	0,02	0,03	9,5	9,12	
	20/09/2017	52	0,24	0,08	9,57	8,89	
	21/09/2017	53	0,17	0,07	9,50	8,88	
	22/09/2017	54	0,03	0,01	9,51	9,06	
	23/09/2017	55	0,17	0,04	8,80	8,61	
	24/09/2017	56	0,15	0,07	8,78	8,65	7,55
	25/09/2017	57	0,08	0,03	8,91	8,65	
	26/09/2017	58	0,06	0,02	8,74	8,61	
	27/09/2017	59	0,03	0,01	8,66	8,63	
	28/09/2017	60	0,06	0,05	8,74	8,64	
	29/09/2017	61	0,04	0,03	8,75	8,65	
	30/09/2017	62	0,03	0,01	8,7	8,61	
01/10/2017	63	0,07	0,03	8,69	8,64	7,44	
02/10/2017	64	0,02	0,02	8,6	8,51		

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 1	03/10/2017	65	0,04	0,03	8,63	8,57	
	04/10/2017	66	0,09	0,06	8,75	8,59	
	05/10/2017	67	0,07	0,05	8,7	8,49	
	06/10/2017	68	0,08	0,03	8,79	8,61	
	07/10/2017	69	0,07	0,05	8,84	8,57	
	08/10/2017	70	0,05	0,03	8,83	8,61	7,34
	09/10/2017	71	0,07	0,05	8,79	8,62	
	10/10/2017	72	0,05	0,03	8,68	8,64	
	11/10/2017	73	0,04	0,04	8,66	8,62	
	12/10/2017	74	0,02	0,01	8,64	8,6	
	13/10/2017	75	0,03	0,02	8,6	8,61	
	14/10/2017	76	0,02	0,03	8,55	8,65	
	15/10/2017	77	0,02	0,02	8,41	8,62	7,43
	16/10/2017	78	0,02	0,02	8,67	8,67	
	17/10/2017	79	0,03	0,01	8,66	8,69	
	18/10/2017	80	0,03	0,01	8,5	8,66	
	19/10/2017	81	0,01	0,04	8,68	8,6	
	20/10/2017	82	0,02	0,02	8,6	8,59	
	21/10/2017	83	0,07	0,06	8,53	8,53	

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 1	22/10/2017	84	0,04	0,05	8,56	8,55	7,24
	23/10/2017	85	0,03	0,02	8,67	8,68	
	24/10/2017	86	0,03	0,03	8,66	8,6	
	25/10/2017	87	0,02	0,02	8,62	8,46	
	26/10/2017	88	0,03	0,02	8,65	8,54	

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 2	27/10/2017	89	0,02	0,01	8,8	8,57	7,62
	28/10/2017	90	0,03	0,01	8,67	8,57	
	29/10/2017	91	0,02	0,01	8,66	8,58	7,4
	30/10/2017	92	0,01	0,01	8,75	8,65	
	31/10/2017	93	0,02	0,01	8,68	8,6	
	01/11/2017	94	0,01	0,01	8,6	8,56	
	02/11/2017	95	0,02	0,02	8,62	8,61	
	03/11/2017	96	0,04	0,03	8,74	8,69	
	04/11/2017	97	0,07	0,05	8,67	8,52	
	05/11/2017	98	0,07	0,07	8,76	8,72	7,82
	06/11/2017	99	0,01	0,02	8,78	8,65	
	07/11/2017	100	0,01	0,05	8,85	8,63	
	08/11/2017	101	0,01	0,01	8,71	8,59	
	09/11/2017	102	0,05	0,03	8,8	8,65	
	10/11/2017	103	0,01	0,05	8,63	8,55	
	11/11/2017	104	0,02	0,03	8,68	8,67	
	12/11/2017	105	0,02	0,01	8,8	8,89	7,89
13/11/2017	106	0,01	0,02	8,76	8,77		
14/11/2017	107	0,02	0,01	8,87	8,78		
15/11/2017	108	0,01	0,01	8,77	8,67		
16/11/2017	109	0,01	0,03	8,88	8,78		
17/11/2017	110	0,02	0,02	8,81	8,71		

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 2	18/11/2017	111	0,03	0,02	8,65	8,71	
	19/11/2017	112	0,05	0,04	8,61	8,6	7,47
	20/11/2017	113	0,02	0,01	8,93	8,76	
	21/11/2017	114	0,02	0,03	8,67	8,62	
	22/11/2017	115	0,02	0,02	8,68	8,57	
	23/11/2017	116	0,03	0,01	8,61	8,56	
	24/11/2017	117	0,02	0,04	8,61	8,63	
	25/11/2017	118	0,04	0,02	8,7	8,68	7,61
	26/11/2017	119	0,08	0,02	8,8	8,67	
	27/11/2017	120	0,03	0,02	8,84	8,69	
	28/11/2017	121	0,02	0,03	8,67	8,51	
	29/11/2017	122	0,02	0,02	8,73	8,53	
	30/11/2017	123	0,01	0,02	8,69	8,65	
	01/12/2017	124	0,03	0,02	8,83	8,74	
	02/12/2017	125	0,02	0,02	8,8	8,63	
	03/12/2017	126	0,03	0,02	8,79	8,81	7,84
	04/12/2017	127	0,03	0,01	8,78	8,61	
	05/12/2017	128	0,03	0,04	8,69	8,58	
	06/12/2017	129	0,05	0,01	8,56	8,58	
07/12/2017	130	0,02	0,01	8,59	8,55		
08/12/2017	131	0,06	0,04	8,82	8,97		
09/12/2017	132	0,05	0,03	8,81	8,85		

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 2	10/12/2017	133	0,06	0,03	8,72	8,72	7,69
	11/12/2017	134	0,05	0,03	8,78	8,69	
	12/12/2017	135	0,05	0,04	8,77	8,60	
	13/12/2017	136	0,02	0,04	8,83	8,63	
	14/12/2017	137	0,03	0,04	8,68	8,58	
	15/12/2017	138	0,03	0,02	8,65	8,59	
	16/12/2017	139	0,02	0,01	8,69	8,61	
	17/12/2017	140	0,03	0,02	8,68	8,57	7,43
	18/12/2017	141	0,02	0,03	8,66	8,57	
	19/12/2017	142	0,01	0,01	8,59	8,5	
	20/12/2017	143	0,03	0	8,82	8,72	
	21/12/2017	144	0,03	0,03	8,76	8,78	
	22/12/2017	145	0,02	0,03	8,72	8,76	
	23/12/2017	146	0,05	0,03	8,69	8,74	
	24/12/2017	147	0,03	0,02	8,78	8,84	7,45
	25/12/2017	148	0,03	0,02	8,75	8,8	
26/12/2017	149	0,04	0,04	8,78	8,72		

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 3	27/12/2017	150	0,05	0,02	8,85	8,81	
	28/12/2017	151	0,07	0,04	8,95	8,85	
	29/12/2017	152	0,04	0,04	9,06	8,8	
	30/12/2017	153	0,07	0,06	9,01	8,91	
	31/12/2017	154	0,02	0,02	9,05	8,94	7,40
	01/01/2018	155	0,03	0,02	9,09	8,72	
	02/01/2018	156	0,06	0,06	8,99	8,46	
	03/01/2018	157	0,03	0,03	8,98	8,68	
	04/01/2018	158	0,04	0,02	9,11	8,78	
	05/01/2018	159	0,07	0,04	8,93	8,66	
	06/01/2018	160	0,04	0,04	8,98	8,71	
	07/01/2018	161	0,03	0,03	9,11	8,63	7,45
	08/01/2018	162	0,08	0,04	9,06	8,62	
	09/01/2018	163	0,08	0,06	9,02	8,7	
	10/01/2018	164	0,01	0,03	9,06	8,65	
	11/01/2018	165	0,01	0,03	8,8	8,6	
	12/01/2018	166	0,02	0,02	8,9	8,6	
13/01/2018	167	0,02	0,03	8,9	8,6	7,51	
14/01/2018	168	0,03	0,02	8,9	8,56		
15/01/2018	169	0,08	0,06	8,64	8,34		
16/01/2018	170	0,03	0,05	8,52	8,16		

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 3	17/01/2018	171	0,01	0,03	8,6	8,05	
	18/01/2018	172	0,02	0,01	8,47	8,22	
	19/01/2018	173	0,01	0,01	8,44	8,13	
	20/01/2018	174	0,02	0,02	8,58	8,31	
	21/01/2018	175	0,03	0,04	8,62	8,2	7,62
	22/01/2018	176	0,03	0,03	8,34	8,08	
	23/01/2018	177	0,03	0,03	8,34	8,16	
	24/01/2018	178	0,02	0,02	8,54	7,98	
	25/01/2018	179	0,05	0,02	8,54	7,98	
	26/01/2018	180	0,03	0,02	8,7	8,17	
	27/01/2018	181	0,02	0,03	8,84	8,27	
	28/01/2018	182	0,03	0,02	8,64	8,01	7,68
	29/01/2018	183	0,02	0,05	8,67	8,14	
	30/01/2018	184	0,01	0,01	8,64	8,12	
	31/01/2018	185	0,01	0,01	8,46	7,88	
	01/02/2018	186	0,01	0,04	8,56	8,28	
	02/02/2018	187	0,02	0,03	8,59	8,27	
	03/02/2018	188	0,03	0,03	8,56	8,34	
	04/02/2018	189	0,06	0,06	8,6	8,25	7,54
05/02/2018	190	0,01	0,01	8,43	8,25		
06/02/2018	191	0,01	0,01	8,43	8,25		
07/02/2018	192	0,01	0,01	8,44	7,98		

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 3	08/02/2018	193	0,01	0,01	8,48	8,28	
	09/02/2018	194	0,01	0,01	8,34	8,22	
	10/02/2018	195	0,01	0,01	8,33	8,2	
	11/02/2018	196	0,02	0,08	8,36	8,2	7,89
	12/02/2018	197	0,01	0,01	8,37	8,08	
	13/02/2018	198	0,05	0,03	8,34	7,91	
	14/02/2018	199	0,01	0,02	8,24	8,03	
	15/02/2018	200	0,01	0,01	8,28	8,01	
	16/02/2018	201	0,01	0,01	8,31	8,04	
	17/02/2018	202	0,09	0,04	8,44	8,17	
	18/02/2018	203	0,06	0,04	8,52	8,44	7,68
	19/02/2018	204	0,01	0,05	8,52	8,54	
	20/02/2018	205	0,01	0,01	8,49	8,63	
	21/02/2018	206	0,01	0,01	8,6	8,74	
	22/02/2018	207	0,01	0,01	8,83	8,81	
	23/02/2018	208	0,04	0,09	8,68	8,74	
	24/02/2018	209	0,02	0,04	8,66	8,72	7,7
	25/02/2018	210	0,02	0,03	8,61	8,62	
26/02/2018	211	0,06	0,03	8,51	8,6		
27/02/2018	212	0,06	0,04	8,67	8,77		
28/02/2018	213	0,04	0,01	8,57	8,78		

Días			Oxígeno disuelto (mg/L)		pH		
			PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 3	01/03/2018	214	0,01	0,03	8,51	8,64	
	02/03/2018	215	0,02	0,01	8,58	8,7	
	03/03/2018	216	0,02	0,01	8,64	8,88	
	04/03/2018	217	0,03	0,02	8,37	8,45	7,48
	05/03/2018	218	0,04	0,05	8,24	8,42	
	06/03/2018	219	0,03	0,05	8,47	8,48	
	07/03/2018	220	0,07	0,05	8,3	8,41	
	08/03/2018	221	0,07	0,06	8,52	8,57	
	09/03/2018	222	0,05	0,07	8,53	8,57	
	10/03/2018	223	0,07	0,07	8,47	8,5	
	11/03/2018	224	0,11	0,07	8,57	8,64	7,68

Días			Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 1	30/07/2017	1	265	80	176	70	34	1426	
	01/08/2017	2	180	10	65	94	64		
	02/08/2017	3	280	72	112	74	60	1369	
	03/08/2017	4	265	40	90	85	66		
	04/08/2017	5	260	62	100	76	62		
	05/08/2017	6	270	30	100	89	63		
	06/08/2017	7	270	72	105	73	61		
	07/08/2017	8	270	70	130	74	52		
	08/08/2017	9	270	70	117	74	57	1425	
	09/08/2017	10	275	71	121	74	56		
	10/08/2017	11	280	88	140	69	50		
	11/08/2017	12	280	90	145	68	48		
	12/08/2017	13	285	65	108	77	62		
	13/08/2017	14	275	86	103	69	63		
	14/08/2017	15	270	76	93	72	66		
	15/08/2017	16	285	66	77	77	73	1423	
	16/08/2017	17	275	52	118	81	57		
	17/08/2017	18	270	55	85	80	69		
	18/08/2017	19	285	82	107	71	62		
	19/08/2017	20	275	60	100	78	64		

	Días		Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 1	20/08/2017	21	275	70	77	75	72		
	21/08/2017	22	265	79	83	70	69		
	22/08/2017	23	285	65	90	77	68		
	23/08/2017	24	290	44	84	85	71	1373	
	24/08/2017	25	280	44	82	84	71		
	25/08/2017	26	280	36	88	87	69		
	26/08/2017	27	275	46	68	83	75		
	27/08/2017	28	290	52	108	82	63		
	28/08/2017	29	280	86	117	69	58		
	29/08/2017	30	290	79	115	73	60	1374	
	30/08/2017	31	290	70	68	76	77		
	31/08/2017	32	280	80	122	71	56		
	01/09/2017	33	285	85	187	70	34		
	02/09/2017	34	290	95	145	67	50		
	03/09/2017	35	285	71	130	75	54		
	04/09/2017	36	280	71	131	75	53		
	05/09/2017	37	280	89	141	68	50		
	06/09/2017	38	300	73	129	76	57		
	07/09/2017	39	285	64	155	78	46	1460	
	08/09/2017	40	285	93	136	67	52		
09/09/2017	41	285	80	129	72	55			
10/09/2017	42	290	82	131	72	55			

	Días		Influyente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 1	11/09/2017	43	280	82	148	71	47		
	12/09/2017	44	295	118	152	60	48		
	13/09/2017	45	285	107	140	62	51		
	14/09/2017	46	275	82	129	70	53		
	15/09/2017	47	290	75	123	74	58	1407	50
	16/09/2017	48	280	74	136	74	51		
	17/09/2017	49	280	82	135	71	52		
	18/09/2017	50	280	86	140	69	50		
	19/09/2017	51	280	70	133	75	53	1313	61
	20/09/2017	52	290	66	134	77	54		
	21/09/2017	53	280	90	127	68	55		
	22/09/2017	54	285	100	137	65	52		
	23/09/2017	55	280	77	122	73	56		
	24/09/2017	56	280	64	135	77	52		
	25/09/2017	57	280	112	124	60	56		
	26/09/2017	58	280	84	158	70	44	1367	53
	27/09/2017	59	285	82	118	71	59		
	28/09/2017	60	290	82	140	72	52		
	29/09/2017	61	280	87	135	69	52		
	30/09/2017	62	290	90	127	69	56		
01/10/2017	63	280	84	119	70	58			
02/10/2017	64	280	75	134	73	52			

	Días		Influyente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 1	03/10/2017	65	290	105	145	64	50	1370	46
	04/10/2017	66	285	95	125	67	56		
	05/10/2017	67	275	58	108	79	61		
	06/10/2017	68	285	91	145	68	49		
	07/10/2017	69	280	84	130	70	54		
	08/10/2017	70	290	70	110	76	62		
	09/10/2017	71	290	68	128	77	56	1376	48
	10/10/2017	72	285	85	125	70	56		
	11/10/2017	73	290	85	127	71	56		
	12/10/2017	74	280	65	141	77	50		
	13/10/2017	75	290	70	148	76	49		
	14/10/2017	76	285	95	134	67	53		
	15/10/2017	77	285	84	120	71	58		
	16/10/2017	78	290	82	120	72	59	1359	46
	17/10/2017	79	290	65	131	78	55		
	18/10/2017	80	285	105	138	63	52		
	19/10/2017	81	285	103	147	64	48		
	20/10/2017	82	285	107	154	62	46		
	21/10/2017	83	290	68	133	77	54		

Días			Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 1	22/10/2017	84	285	112	138	61	52		
	23/10/2017	85	290	125	154	57	47	1433	45
	24/10/2017	86	280	102	120	64	57		
	25/10/2017	87	290	91	172	69	41		
	26/10/2017	88	290	160	140	45	52		

	Días		Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 2	27/10/2017	89	310	120	100	61	68		
	28/10/2017	90	400	250	99	38	75		
	29/10/2017	91	400	188	249	53	38		
	30/10/2017	92	400	230	294	43	27	1404	45
	31/10/2017	93	410	232	245	43	40		
	01/11/2017	94	400	234	264	42	34		
	02/11/2017	95	415	242	257	42	38		
	03/11/2017	96	405	262	250	35	38		
	04/11/2017	97	395	210	260	47	34		
	05/11/2017	98	400	261	235	35	41		
	06/11/2017	99	400	210	258	48	36		
	07/11/2017	100	400	250	240	38	40	1330	45
	08/11/2017	101	400	254	240	37	40		
	09/11/2017	102	400	210	237	48	41		
	10/11/2017	103	400	230	280	43	30		
	11/11/2017	104	430	285	280	34	35		
	12/11/2017	105	395	213	250	46	37		
13/11/2017	106	400	233	253	42	37	1412	46	
14/11/2017	107	400	237	260	41	35			
15/11/2017	108	395	247	240	37	39			
16/11/2017	109	400	220	230	45	43			
17/11/2017	110	400	247	270	38	33			

Días			Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 2	18/11/2017	111	410	250	238	39	42		
	19/11/2017	112	400	265	280	34	30		
	20/11/2017	113	405	234	290	42	28	1399	46
	21/11/2017	114	400	250	240	38	40		
	22/11/2017	115	390	260	228	33	42		
	23/11/2017	116	405	260	235	36	42		
	24/11/2017	117	400	245	260	39	35		
	25/11/2017	118	410	267	245	35	40		
	26/11/2017	119	400	260	230	35	43		
	27/11/2017	120	400	260	240	35	40		
	28/11/2017	121	390	230	260	41	33	1365	
	29/11/2017	122	385	199	265	48	31		
	30/11/2017	123	395	235	245	41	38		
	01/12/2017	124	395	212	250	46	37		
	02/12/2017	125	395	208	257	47	35		
	03/12/2017	126	395	233	300	41	24		
	04/12/2017	127	385	210	310	45	19	1422	45
	05/12/2017	128	390	223	285	43	27		
	06/12/2017	129	400	225	270	44	33		
07/12/2017	130	395	230	270	42	32			
08/12/2017	131	395	230	270	42	32			
09/12/2017	132	400	223	300	44	25			

Días			Influyente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 2	10/12/2017	133	400	261	300	35	25		
	11/12/2017	134	400	234	278	42	31	1350	47
	12/12/2017	135	400	195	260	51	35		
	13/12/2017	136	400	223	267	44	33		
	14/12/2017	137	410	242	255	41	38		
	15/12/2017	138	400	238	252	41	37		
	16/12/2017	139	400	215	250	46	38		
	17/12/2017	140	400	225	264	44	34		
	18/12/2017	141	400	215	264	46	34	1345	48
	19/12/2017	142	395	230	275	42	30		
	20/12/2017	143	400	220	237	45	41		
	21/12/2017	144	400	225	264	44	34		
	22/12/2017	145	400	215	236	46	41		
	23/12/2017	146	415	225	250	46	40		
	24/12/2017	147	400	235	270	41	31	1385	48
	25/12/2017	148	410	235	270	43	34		
26/12/2017	149	400	225	280	44	30			

Días			Influyente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 3	27/12/2017	150	670	515	577	23	14		
	28/12/2017	151	780	610	680	22	13		
	29/12/2017	152	735	580	598	21	19		
	30/12/2017	153	720	570	600	21	17		
	31/12/2017	154	710	580	597	18	16	1385	48
	01/01/2018	155	720	555	590	23	18		
	02/01/2018	156	710	580	600	18	15		
	03/01/2018	157	720	580	588	19	18	1420	
	04/01/2018	158	720	575	620	20	14		
	05/01/2018	159	750	582	555	22	26		
	06/01/2018	160	730	570	585	22	20		
	07/01/2018	161	725	560	615	23	15		
	08/01/2018	162	720	570	590	21	18	1414	47
	09/01/2018	163	720	570	580	21	19		
	10/01/2018	164	730	565	570	23	22		
	11/01/2018	165	720	560	580	22	19		
	12/01/2018	166	715	560	570	22	20		
13/01/2018	167	720	550	580	24	19	1420	53	
14/01/2018	168	700	550	580	21	17			
15/01/2018	169	715	560	570	22	20			
16/01/2018	170	720	570	580	21	19			

Días			Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 3	17/01/2018	171	720	575	610	20	15	1408	45
	18/01/2018	172	720	570	560	21	22		
	19/01/2018	173	735	570	580	22	21		
	20/01/2018	174	735	630	623	14	15		
	21/01/2018	175	725	580	600	20	17		
	22/01/2018	176	720	560	580	22	19	1408	50
	23/01/2018	177	720	560	580	22	19		
	24/01/2018	178	725	580	620	20	14		
	25/01/2018	179	720	580	590	19	18		
	26/01/2018	180	725	575	580	21	20		
	27/01/2018	181	725	555	575	23	21		
	28/01/2018	182	725	550	615	24	15		
	29/01/2018	183	725	580	610	20	16	1408	48
	30/01/2018	184	725	580	590	20	19		
	31/01/2018	185	730	600	610	18	16		
	01/02/2018	186	750	580	600	23	20		
	02/02/2018	187	740	570	580	23	22		
	03/02/2018	188	735	550	600	25	18		
	04/02/2018	189	725	580	620	20	14		
05/02/2018	190	735	570	590	22	20	1408	45	
06/02/2018	191	735	570	590	22	20			
07/02/2018	192	725	570	590	21	19			

Días			Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 3	08/02/2018	193	735	620	600	16	18		
	09/02/2018	194	730	580	620	21	15		
	10/02/2018	195	720	600	570	17	21		
	11/02/2018	196	725	570	600	21	17		
	12/02/2018	197	725	560	590	23	19	1408	47
	13/02/2018	198	735	570	620	22	16		
	14/02/2018	199	735	560	570	24	22		
	15/02/2018	200	750	610	620	19	17		
	16/02/2018	201	750	600	600	20	20		
	17/02/2018	202	750	580	620	23	17		
	18/02/2018	203	750	570	580	24	23		
	19/02/2018	204	740	600	600	19	19	1408	46
	20/02/2018	205	740	570	590	23	20		
	21/02/2018	206	735	560	600	24	18		
	22/02/2018	207	720	550	620	24	14		
	23/02/2018	208	750	600	610	20	19		
	24/02/2018	209	735	560	580	24	21		
	25/02/2018	210	750	560	620	25	17		
26/02/2018	211	740	600	600	19	19			
27/02/2018	212	735	550	580	25	21		50	
28/02/2018	213	750	550	590	27	21			

Días			Influente (mL)	Efluente (mL)		Evaporación (%)		PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)	IR (W/m^2)
				PBR-AB	PBR-PPB	AB	PPB		
Etapa 3	01/03/2018	214	750	590	620	21	17		
	02/03/2018	215	740	590	640	20	14		
	03/03/2018	216	755	600	600	21	21		
	04/03/2018	217	725	595	650	18	10		
	05/03/2018	218	730	560	590	23	19		45
	06/03/2018	219	750	540	560	28	25		
	07/03/2018	220	740	600	580	19	22		
	08/03/2018	221	740	540	580	27	22		
	09/03/2018	222	740	580	590	22	20		
	10/03/2018	223	745	580	590	22	21		
	11/03/2018	224	745	600	600	19	19		

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 1	30/07/2017	1	35	28	32	33
	01/08/2017	2	35	34	32	32
	02/08/2017	3	34	34	32	33
	03/08/2017	4	34	35	32	33
	04/08/2017	5	34	35	32	33
	05/08/2017	6	35	33	33	32
	06/08/2017	7	33	31	31	32
	07/08/2017	8	31	32	30	32
	08/08/2017	9	33	31	30	31
	09/08/2017	10	33	31	30	30
	10/08/2017	11	32	31	29	30
	11/08/2017	12	32	32	30	31
	12/08/2017	13	32	31	31	31
	13/08/2017	14	33	33	31	32
	14/08/2017	15	33	32	31	31
	15/08/2017	16	33	33	32	33
	16/08/2017	17	33	33	32	33
	17/08/2017	18	33	32	32	32
	18/08/2017	19	33	33	33	33
	19/08/2017	20	34	32	32	32

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 1	20/08/2017	21	33	32	31	32
	21/08/2017	22	33	32	32	32
	22/08/2017	23	34	32	33	32
	23/08/2017	24	35	34	33	34
	24/08/2017	25	34	34	33	34
	25/08/2017	26	33	32	32	32
	26/08/2017	27	34	32	32	32
	27/08/2017	28	34	30	33	32
	28/08/2017	29	33	31	32	32
	29/08/2017	30	32	31	31	32
	30/08/2017	31	33	31	31	31
	31/08/2017	32	32	32	29	30
	01/09/2017	33	34	31	31	29
	02/09/2017	34	34	31	31	29
	03/09/2017	35	32	31	30	29
	04/09/2017	36	32	31	29	29
	05/09/2017	37	32	32	29	30
	06/09/2017	38	33	31	30	30
	07/09/2017	39	32	31	29	30
	08/09/2017	40	32	32	29	29
09/09/2017	41	33	31	29	29	
10/09/2017	42	32	31	30	29	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 1	11/09/2017	43	32	30	29	29
	12/09/2017	44	34	30	29	28
	13/09/2017	45	32	30	29	29
	14/09/2017	46	34	32	31	31
	15/09/2017	47	32	30	29	29
	16/09/2017	48	31	31	28	28
	17/09/2017	49	31	31	28	28
	18/09/2017	50	32	31	29	29
	19/09/2017	51	32	30	29	29
	20/09/2017	52	32	29	29	29
	21/09/2017	53	32	30	29	30
	22/09/2017	54	33	30	30	30
	23/09/2017	55	33	30	31	30
	24/09/2017	56	32	29	29	30
	25/09/2017	57	33	31	31	29
	26/09/2017	58	32	31	29	29
	27/09/2017	59	32	29	29	29
	28/09/2017	60	32	30	29	29
	29/09/2017	61	32	32	30	31
	30/09/2017	62	34	34	31	32
01/10/2017	63	33	33	31	31	
02/10/2017	64	33	32	31	31	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 1	03/10/2017	65	33	31	31	31
	04/10/2017	66	33	31	31	30
	05/10/2017	67	33	30,5	30,5	30
	06/10/2017	68	33	30	30	31
	07/10/2017	69	32,5	29,5	29,5	30
	08/10/2017	70	33	29	29	29,5
	09/10/2017	71	31,5	29,5	29,5	29,5
	10/10/2017	72	32	30	29	29
	11/10/2017	73	31,5	31,5	28	29,5
	12/10/2017	74	32	29	28	29
	13/10/2017	75	32	30	29	30
	14/10/2017	76	32,5	31	29,5	30
	15/10/2017	77	33	33	30	31
	16/10/2017	78	33,5	30,5	31	30
	17/10/2017	79	33	32	30,5	30
	18/10/2017	80	33	30	30,5	30
	19/10/2017	81	32	31,5	29	29
	20/10/2017	82	33	32	30	30,5
	21/10/2017	83	33,5	29	31	30

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 1	22/10/2017	84	33	28	30	28
	23/10/2017	85	31	30	27,5	28
	24/10/2017	86	31	28	27	28
	25/10/2017	87	31,5	30	27,5	30
	26/10/2017	88	31,5	30,5	28	30

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 2	27/10/2017	89	32	30,5	29,5	30
	28/10/2017	90	32,5	31,5	30	30
	29/10/2017	91	32	28,5	29	29
	30/10/2017	92	32	31	29	29
	31/10/2017	93	30,5	27,5	27,5	28
	01/11/2017	94	32	31,5	29,5	30
	02/11/2017	95	32,5	32	30,5	31
	03/11/2017	96	33	32	31	31
	04/11/2017	97	33	32,5	31	31,5
	05/11/2017	98	33	31	31	30,5
	06/11/2017	99	32	31	29	30
	07/11/2017	100	31,5	30	29,5	30
	08/11/2017	101	32	31,5	29,5	29,5
	09/11/2017	102	31	29	28,5	29
	10/11/2017	103	31,5	27,5	29	29
	11/11/2017	104	31,5	32	28,5	29,5
	12/11/2017	105	31,5	32	29	29
13/11/2017	106	31	29	28,5	29	
14/11/2017	107	30,5	28	27	28	
15/11/2017	108	30,5	31	27,5	29	
16/11/2017	109	30,5	29	28	28	
17/11/2017	110	31	31	29	29,5	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 2	18/11/2017	111	31,5	29,5	29,5	29
	19/11/2017	112	31,5	28	28,5	28
	20/11/2017	113	30,5	29,5	27,5	29
	21/11/2017	114	30	28	27	28
	22/11/2017	115	30	29	27	29
	23/11/2017	116	31	31	28,5	30
	24/11/2017	117	31,5	31	29,5	30
	25/11/2017	118	32	29	29	28
	26/11/2017	119	30	27	27	26
	27/11/2017	120	29,5	30	27,5	28
	28/11/2017	121	30	30	26	29
	29/11/2017	122	31	29	27,5	29
	30/11/2017	123	31	32	27,5	29
	01/12/2017	124	31	30,5	27,5	27,5
	02/12/2017	125	30,5	30	26	25,5
	03/12/2017	126	29,5	29,5	24,5	24
	04/12/2017	127	28,5	28,5	24	26
	05/12/2017	128	30	30,5	26	29
	06/12/2017	129	31,5	31	28	27,5
07/12/2017	130	30	30,5	27,5	27	
08/12/2017	131	31	30,5	27,5	28	
09/12/2017	132	31	31,5	27,5	28	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 2	10/12/2017	133	32	32	28,5	28,5
	11/12/2017	134	31,5	31,5	29	30
	12/12/2017	135	32	31,5	29	30,5
	13/12/2017	136	32	33	29,5	30
	14/12/2017	137	33	32	30,5	32,5
	15/12/2017	138	33,5	33,5	31,5	32,5
	16/12/2017	139	32,5	32	30	29,5
	17/12/2017	140	31,5	30,5	28	28
	18/12/2017	141	30,5	30	27,5	29
	19/12/2017	142	31	31	28,5	29
	20/12/2017	143	31	29,5	28	29,5
	21/12/2017	144	31,7	30,5	29	29,5
	22/12/2017	145	32	31	30	30
	23/12/2017	146	31,5	30	29	29
	24/12/2017	147	31,5	28	30	28
	25/12/2017	148	31	28	30	28
26/12/2017	149	31	28	31	28	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 3	27/12/2017	150	31	28	30	28
	28/12/2017	151	31	29	29	29
	29/12/2017	152	32	29	29	29
	30/12/2017	153	31	29	31	29
	31/12/2017	154	33	31	30	30
	01/01/2018	155	33	31	30	30
	02/01/2018	156	33	30	31	29
	03/01/2018	157	33	31	31	30
	04/01/2018	158	32	32	31	32
	05/01/2018	159	33	31	32	31
	06/01/2018	160	33	31	32	31
	07/01/2018	161	32	28	31	28
	08/01/2018	162	31	29	31	29
	09/01/2018	163	32	31	30	30
	10/01/2018	164	32	31	31	29
	11/01/2018	165	32	30	30	30
	12/01/2018	166	32,5	31	31	31
13/01/2018	167	32,7	30	30	30	
14/01/2018	168	33	31	30	30	
15/01/2018	169	31	31	29	30	
16/01/2018	170	32	31	31	30	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 3	17/01/2018	171	33	31	32,5	30
	18/01/2018	172	33	31	32	31
	19/01/2018	173	33	31	32	31
	20/01/2018	174	32,5	32,5	31,5	31,5
	21/01/2018	175	33	33	31,5	31
	22/01/2018	176	33	30	32	30
	23/01/2018	177	33	31,5	31,5	32
	24/01/2018	178	33	33	32,5	32
	25/01/2018	179	33,5	32	33	32
	26/01/2018	180	32,5	31,5	32	31
	27/01/2018	181	31,5	30,5	30	29
	28/01/2018	182	31	31,5	28	28,5
	29/01/2018	183	31,5	31	29,5	31
	30/01/2018	184	32	33	31	32
	31/01/2018	185	32	33	31	31,5
	01/02/2018	186	32,5	29	31	31
	02/02/2018	187	31	29	31,5	31
	03/02/2018	188	31	30	31	30
	04/02/2018	189	31	29	31	29
	05/02/2018	190	30	28	28,5	28
06/02/2018	191	30	28	27,5	28	
07/02/2018	192	31,5	28	30	28	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 3	08/02/2018	193	31	29	29,5	29
	09/02/2018	194	31	29,5	30	31
	10/02/2018	195	31,5	32	30,5	30
	11/02/2018	196	31,5	32	31	31
	12/02/2018	197	31,5	31	31	32
	13/02/2018	198	32	32	32	33
	14/02/2018	199	33,5	32	32	32
	15/02/2018	200	33,5	32	32	33
	16/02/2018	201	33,5	32	31,5	32
	17/02/2018	202	33	32	32	32
	18/02/2018	203	32	30	30	32
	19/02/2018	204	32	32	29,5	31
	20/02/2018	205	32,5	29	30	29
	21/02/2018	206	32	28	29,5	28
	22/02/2018	207	31	27	27,5	27
	23/02/2018	208	31	32	28	30
	24/02/2018	209	31,5	31	28	29
	25/02/2018	210	31,5	31	28	28
26/02/2018	211	31,5	31,7	28	29	
27/02/2018	212	30	30,5	26	28	
28/02/2018	213	31,5	31,5	28	30	

Días			Temperatura (°C)			
			PBR-AB 9:00	PBR-AB 16:00	PBR-PPB 9:00	PBR-PPB 16:00
Etapa 3	01/03/2018	214	33	31	31	31,5
	02/03/2018	215	33	31,8	30,5	32
	03/03/2018	216	33	34	31	31
	04/03/2018	217	33	33	30,5	30,5
	05/03/2018	218	33	31	31	31,5
	06/03/2018	219	32,5	32	30,5	31
	07/03/2018	220	32,5	30	30,5	31
	08/03/2018	221	33	32,5	31	32,5
	09/03/2018	222	34,5	33	33	32
	10/03/2018	223	33	31,5	32	32
	11/03/2018	224	33	32	32	31

Anexo 4. Concentraciones de TOC, IC, TN, amonio, PT, zinc, aniones y sus tasas de eliminación

Cuadro resumen de medias en cada estado estacionario

		ETAPA I			ETAPA II			ETAPA III		
		PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN
TOC (mg/L)	Media	309	181	592	199	142	566	246	65	564
	Int. Conf.	29	85	65	14	5	68	49	6	40
	Desv. Estand.	18	54	41	9	3	43	31	4	25
Eliminación TOC (%)	Media	84	87		76	84		66	77	
	Int. Conf.	6	6		4	5		4	8	
	Desv. Estand.	4	4		3	3		3	5	
IC (mg/L)	Media	169	136	57	144	137	54	117	84	62
	Int. Conf.	26	5	27	16	11	29	21	9	18
	Desv. Estand.	17	3	17	10	7	18	13	6	12
Eliminación IC (%)	Media	5	-15		-74	-87		-52	-66	
	Int. Conf.	25	71		58	115		24	29	
	Desv. Estand.	39	45		93	72		37	18	
TN (mg/L)	Media	68	156	160	85	122	162	118	110	176
	Int. Conf.	7	50	10	6	23	14	14	16	9
	Desv. Estand.	5	31	6	3	15	9	9	10	6
Eliminación TN (%)	Media	87	83		69	65		47	48	
	Int. Conf.	4	3		4	9		1	5	
	Desv. Estand.	2	2		3	6		1	3	

		ETAPA I			ETAPA II			ETAPA III		
		PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN	PBR-AB	PBR-PPB	PURÍN
Amonio (mg/L)	Media	41	60	182	80	83	173	118	118	182
	Int. Conf.	5	11	7	8	9	4	22	9	8
	Desv. Estand.	3	7	4	5	6	3	14	6	5
Eliminación Amonio (%)	Media	93	86		72	68		49	46	
	Int. Conf.	2	1		3	9		4	6	
	Desv. Estand.	1	1		2	5		3	6	
PT (mg/L)	Media	1,62	1,35	5,20	1,62	1,75	6,00	1,22	1,22	5,74
	Int. Conf.	0,98	0,49	0,00	0,69	0,42	0,42	0,42	0,81	1,06
	Desv. Estand.	0,61	0,31	0,51	0,43	0,27	0,27	0,27	0,51	0,67
Eliminación PT (%)	Media	91	89		84	81		83	82	
	Int. Conf.	5	5		6	2		5	14	
	Desv. Estand.	3	3		4	1		3	9	
Zinc (mg/L)	Media	0,07	0,15	0,84	0,08	0,12	0,79	0,08	0,06	0,70
	Int. Conf.	0,03	0,03	0,03	0,03	0,04	0,02	0,03	0,02	0,02
	Desv. Estand.	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02	0,01	0,02	0,01	0,01
Eliminación Zinc (%)	Media	98	93		94	90		91	92	
	Int. Conf.	1	1		3	4		4	3	
	Desv. Estand.	1	1		2	2		2	2	
NO2- (mg/L)	Media	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	Int. Conf.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	Desv. Estand.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
NO3- (mg/L)	Media	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	11,03
	Int. Conf.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,12
	Desv. Estand.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	3,85
Eliminación NO3- (%)	Media	-	-		-	-		100	100	
	Int. Conf.	-	-		-	-		100	100	
	Desv. Estand.	-	-		-	-		100	100	

Datos históricos de TOC, IC, TN, amonio, PT, zinc, aniones y sus tasas de eliminación

Día	Concentración TOC (mg/L)			Eliminación TOC (%)		Concentración de IC (mg/L)			Eliminación IC (%)		
	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB	
0	31/07/2017										
6	06/08/2017	115	129	644	95	92	110	105	41	29	1
13	13/08/2017	99	98	650	95	94	76	107	26	9	-54
20	20/08/2017	125	153	646	95	93	100	107	46	44	34
27	27/08/2017	152	198	653	96	89	123	123	37	40	-24
34	03/09/2017	179	189	655	93	87	135	140	30	-14	-115
41	10/09/2017	188	185	541	90	85	111	137	45	31	-37
48	17/09/2017	173	160	603	92	87	133	125	44	12	-37
55	24/09/2017	259	183	556	89	84	167	135	43	11	-52
62	01/10/2017	318	262	632	85	82	146	146	34	-28	-81
69	08/10/2017	311	150	610	88	91	168	141	60	32	10
76	15/10/2017	325	161	590	84	89	181	141	59	10	-1
83	22/10/2017	283	153	536	79	86	182	138	76	6	12
90	29/10/2017	258	154	597	80	84	179	143	62	-35	-42
97	05/11/2017	241	153	572	73	84	164	135	56	-90	-41
104	12/11/2017	208	143	572	80	84	152	138	72	-13	-20
111	19/11/2017	201	137	576	77	83	160	137	51	-108	-88
118	26/11/2017	196	132	570	78	87	129	128	51	-64	-44
125	03/12/2017	209	138	504	76	79	148	137	78	-12	-33
139	17/12/2017	189	135	591	82	85	152	142	51	-66	-82
146	24/12/2017	203	138	599	80	84	146	142	34	-152	-191
153	31/12/2017	159	142	532	76	78	118	114	26	-271	-271
160	07/01/2018	156	135	393	69	71	107	125	33	-151	-223
174	21/01/2018	350	280	615	54	62	109	118	54	-60	-80
181	28/01/2018	276	161	533	61	74	111	92	69	-22	-14
195	11/02/2018	278	140	578	62	80	117	104	50	-85	-73
209	25/02/2018	246	181	570	68	74	114	122	55	-54	-82
216	04/03/2018	257	182	580	64	72	102	120	74	-13	-46
223	11/03/2018	204	119	527	69	82	133	140	70	-54	-62

Día	Concentración TN (mg/L)			Eliminación TN (%)		Concentración Amonio (mg/L)			Eliminación Amonio (%)		
	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB	
0	31/07/2017										
6	06/08/2017	44	62	162	93	85	18	58	159	97	86
13	13/08/2017	27	54	174	95	88	18	50	165	97	89
20	20/08/2017	29	54	179	96	92	18	46	155	97	92
27	27/08/2017	35	58	178	96	88	13	47	168	99	90
34	03/09/2017	38	63	167	94	83	14	59	163	98	83
41	10/09/2017	26	68	159	95	81	14	60	166	98	84
48	17/09/2017	32	63	161	94	81	19	55	184	97	86
55	24/09/2017	42	66	164	94	81	39	61	197	96	85
62	01/10/2017	68	60	161	87	84	45	59	184	93	86
69	08/10/2017	69	67	163	90	84	38	65	176	95	86
76	15/10/2017	72	68	166	87	83	41	64	186	93	86
83	22/10/2017	61	63	152	84	80	39	50	183	92	87
90	29/10/2017	69	69	162	80	73	63	73	186	84	76
97	05/11/2017	69	68	155	71	74	65	72	170	75	75
104	12/11/2017	69	72	156	76	71	68	77	189	80	74
111	19/11/2017	80	70	159	66	69	75	75	175	72	70
118	26/11/2017	80	76	152	66	71	76	76	169	71	74
125	03/12/2017	87	86	157	67	58	81	90	175	73	61
139	17/12/2017	85	84	170	72	67	77	82	174	75	69
146	24/12/2017	88	89	169	69	63	87	84	175	71	67
153	31/12/2017	92	83	161	53	56	85	86	198	65	63
160	07/01/2018	86	86	144	53	49	84	84	198	67	64
174	21/01/2018	136	122	194	44	48	134	115	177	39	46
181	28/01/2018	136	93	187	45	58	135	121	187	45	45
195	11/02/2018	129	96	177	42	55	136	126	181	41	42
209	25/02/2018	120	114	173	48	46	121	116	175	49	45
216	04/03/2018	113	119	184	50	42	104	117	185	54	44
223	11/03/2018	109	110	171	49	48	113	113	187	51	51

Día	Concentración PT (mg/L)			Eliminación PT (%)		Concentración Zinc (mg/L)			Eliminación Zinc (%)		
	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB	
0	31/07/2017										
6	06/08/2017	1,616	4,274	5,337	92	69					
13	13/08/2017	1,085	6,400	6,931	95	65					
20	20/08/2017	2,148	4,805	6,400	91	79					
27	27/08/2017	1,616	4,805	6,931	96	74					
34	03/09/2017	2,148	4,274	8,526	94	77					
41	10/09/2017	2,148	5,868	6,931	91	62					
48	17/09/2017	2,148	4,805	6,931	91	67					
55	24/09/2017	2,148	2,148	5,868	92	82					
62	01/10/2017	2,148	1,616	4,805	87	86	0,85	0,06	0,17	98	92
69	08/10/2017	2,148	1,085	5,868	91	93	0,81	0,07	0,15	98	93
76	15/10/2017	1,085	1,616	5,337	94	87	0,85	0,10	0,13	97	94
83	22/10/2017	1,085	1,085	4,805	91	89	0,85	0,04	0,13	98	93
90	29/10/2017	1,085	1,616	7,994	94	87					
97	05/11/2017	4,274	4,274	7,994	65	69					
104	12/11/2017	3,742	3,211	6,931	71	71					
111	19/11/2017	3,211	2,679	7,463	71	75					
118	26/11/2017	1,616	2,148	5,868	82	79	0,78	0,10	0,13	92	90
125	03/12/2017	2,148	1,616	6,400	80	81	0,79	0,06	0,13	96	88
139	17/12/2017	1,616	1,616	5,868	85	82	0,80	0,07	0,12	95	90
146	24/12/2017	1,085	1,616	5,868	89	81	0,78	0,10	0,08	92	93
153	31/12/2017	1,085	1,616	5,868	85	77					
160	07/01/2018	1,616	1,616	7,463	83	82					
174	21/01/2018	1,085	2,148	7,463	88	76					
181	28/01/2018	1,085	1,616	6,931	88	80					
195	11/02/2018	1,085	1,616	4,805	82	72	0,69	0,10	0,08	89	90
209	25/02/2018	1,616	1,616	5,868	79	77	0,70	0,06	0,06	94	93
216	04/03/2018	1,085	0,553	5,868	85	92	0,69	0,07	0,06	92	92
223	11/03/2018	1,085	1,085	6,400	86	86	0,72	0,10	0,05	89	94

Día	Concentración NO2- (mg/L)			Eliminación NO2- (%)		Concentración NO3- (mg/L)			Eliminación NO3- (%)	
	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB	PBR-AB	PBR-PPB	Purín	PBR-AB	PBR-PPB
0	31/07/2017									
6	06/08/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
13	13/08/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
20	20/08/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
27	27/08/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
34	03/09/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
41	10/09/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
48	17/09/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
55	24/09/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
62	01/10/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
69	08/10/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
76	15/10/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
83	22/10/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
90	29/10/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
97	05/11/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
104	12/11/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
111	19/11/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
118	26/11/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
125	03/12/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
139	17/12/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
146	24/12/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
153	31/12/2017	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	0,00		
160	07/01/2018	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	14,56	100	100
174	21/01/2018	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	12,68	100	100
181	28/01/2018	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	18,28	100	100
195	11/02/2018	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	9,78	100	100
209	25/02/2018	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	9,18	100	100
216	04/03/2018	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	16,74	100	100
223	11/03/2018	0,00	0,00	0,00		0,00	0,00	8,40	100	100

Anexo 5. Poblaciones de microorganismos

Sólidos suspendidos totales

Etapa	Día		Sólidos suspendidos totales (mg/L)		
			PBR-AB	PBR-PPB	Purín
Etapa 1	0	31/07/2017	275	275	235
	6	06/08/2017	370	365	243
	13	13/08/2017	1100	747	220
	20	20/08/2017	1790	700	253
	27	27/08/2017	1893	1210	118
	34	03/09/2017	1740	620	94
	41	10/09/2017	1740	920	207
	48	17/09/2017	2180	1130	203
	55	24/09/2017	2620	900	200
	62	01/10/2017	2640	1030	197
	69	08/10/2017	2580	833	183
	76	15/10/2017	2860	870	186
83	22/10/2017	2480	760	169	
Etapa 2	90	29/10/2017	1340	760	150
	97	05/11/2017	1170	740	160
	104	12/11/2017	980	700	163
	111	19/11/2017	1090	800	330
	118	26/11/2017	930	780	248
	125	03/12/2017	1050	870	295
	139	17/12/2017	1000	860	248
	146	24/12/2017	1040	900	260
Etapa 3	153	31/12/2017	850	620	290
	160	07/01/2018	940	513	325
	174	21/01/2018	830	750	313
	181	28/01/2018	587	520	173
	195	11/02/2018	650	433	300
	209	25/02/2018	620	470	320
	216	04/03/2018	680	650	235
	223	11/03/2018	600	660	204

Poblaciones de microalgas en PBR-AB

Etapa	Etapa 1						
Fecha	06/08/2017	13/08/2017	20/08/2017	27/08/2017	03/09/2017	10/09/2017	17/09/2017
Días	7	14	21	28	35	42	49
<i>Chlamydomonas altera</i>							
<i>Chlamydomonas botryopara</i>							
<i>Chlamydomonas</i> sp.						1,33E+08	3,25E+08
<i>Chlorella kessieri</i>						1,18E+08	3,69E+08
<i>Chlorella minutissima</i>						3,69E+08	
<i>Chlorella sacharophila</i>							
<i>Chlorella vulgaris</i>	2,21E+07	2,48E+09	2,11E+09	8,49E+09	1,65E+10	7,97E+08	7,97E+08
<i>Chlorococcum</i> sp.							
<i>Chlorococcum</i> sp.							
<i>Coenocystis</i> sp.							
<i>Coenocystis tapasteana</i>							
<i>Limnothrix planctonica</i>							
<i>Navicula</i> sp.							
<i>Pedinomonas minutissima</i>							
<i>Peridinium</i> sp.							
<i>Pseudanabaena rosea</i>							
<i>Scenedesmus acutus</i>						4,28E+08	4,28E+08
<i>Scenedesmus peccensis</i>		2,95E+08	8,43E+07	5,90E+07			
<i>Synechocystis aquatilis</i>							
<i>Tetradesmus obliquus</i>	2,95E+06	3,99E+08	2,32E+08	1,11E+09	2,24E+09	3,25E+08	1,33E+08
Total	2,51E+07	3,17E+09	2,43E+09	9,66E+09	1,87E+10	2,17E+09	2,05E+09

Etapa	Etapa 1					Etapa 2	
Fecha	24/09/2017	01/10/2017	08/10/2017	15/10/2017	22/10/2017	29/10/2017	05/11/2017
Días	56	63	70	77	84	91	98
<i>Chlamydomonas altera</i>				1,33E+08	1,33E+08		
<i>Chlamydomonas botryopara</i>						4,72E+07	1,48E+08
<i>Chlamydomonas sp.</i>	1,18E+08	1,18E+08	1,18E+08	1,18E+08	1,18E+08	1,03E+07	2,51E+07
<i>Chlorella kessieri</i>	3,69E+08	4,28E+08	4,28E+08	4,28E+08	4,28E+08	5,90E+06	1,37E+08
<i>Chlorella minutissima</i>				3,25E+08			
<i>Chlorella sacharophila</i>							
<i>Chlorella vulgaris</i>	7,97E+08	7,97E+08	7,97E+08	7,97E+08	7,97E+08	6,79E+07	1,90E+08
<i>Chlorococcum sp.</i>						1,03E+07	2,80E+07
<i>Chlorococcum sp.</i>							
<i>Coenocystis sp.</i>							
<i>Coenocystis tapasteana</i>							
<i>Limnothrix planctonica</i>							
<i>Navicula sp.</i>							
<i>Pedinomonas minutissima</i>						8,71E+07	2,51E+07
<i>Peridinium sp.</i>							
<i>Pseudanabaena rosea</i>							
<i>Scenedesmus acutus</i>	4,28E+08	3,69E+08	3,69E+08	3,69E+08	3,69E+08	2,95E+06	2,95E+06
<i>Scenedesmus peccensis</i>							
<i>Synechocystis aquatilis</i>							
<i>Tetradesmus obliquus</i>						4,72E+07	6,05E+07
Total	1,71E+09	1,71E+09	1,71E+09	2,17E+09	1,85E+09	2,79E+08	6,17E+08

Etapa	Etapa 2						Etapa 3
Fecha	12/11/2017	19/11/2017	26/11/2017	03/12/2017	17/12/2017	24/12/2017	31/12/2017
Días	105	112	119	126	140	147	154
<i>Chlamydomonas altera</i>	1,48E+06						
<i>Chlamydomonas botryopara</i>			1,36E+08	1,23E+08			
<i>Chlamydomonas</i> sp.	6,20E+07	4,28E+07	6,64E+07		4,58E+07		
<i>Chlorella kessieri</i>	8,86E+07	5,90E+06	1,33E+07	8,86E+06	8,86E+07	3,10E+07	1,48E+06
<i>Chlorella minutissima</i>	4,58E+07		1,42E+08				
<i>Chlorella sacharophila</i>							
<i>Chlorella vulgaris</i>	2,38E+08	3,69E+07	4,72E+07	2,51E+07	7,97E+07	7,97E+07	2,95E+06
<i>Chlorococcum</i> sp.	4,43E+06		7,38E+06				
<i>Chlorococcum</i> sp.							
<i>Coenocystis</i> sp.							
<i>Coenocystis tapasteana</i>							
<i>Limnothrix planctonica</i>							
<i>Navicula</i> sp.							
<i>Pedinomonas minutissima</i>			9,15E+07	1,77E+07	2,95E+07	4,43E+07	
<i>Peridinium</i> sp.							
<i>Pseudanabaena rosea</i>							
<i>Scenedesmus acutus</i>			7,38E+06				
<i>Scenedesmus peccensis</i>							
<i>Synechocystis aquatilis</i>							
<i>Tetradesmus obliquus</i>	1,03E+07	8,86E+06	5,90E+06	2,95E+06			
Total	4,50E+08	9,45E+07	5,17E+08	1,77E+08	2,44E+08	1,55E+08	4,43E+06

Etapa	Etapa 3					
Fecha	07/01/2018	21/01/2018	28/01/2018	11/02/2018	04/03/2018	11/03/2018
Días	161	175	182	195	216	223
<i>Chlamydomonas altera</i>						4,58E+07
<i>Chlamydomonas botryopara</i>						
<i>Chlamydomonas sp.</i>			8,86E+06	2,95E+06	1,48E+06	3,10E+07
<i>Chlorella kessieri</i>		1,03E+07	1,33E+07	2,51E+07	1,31E+08	2,07E+07
<i>Chlorella minutissima</i>		2,95E+06		2,80E+07	1,77E+07	4,43E+06
<i>Chlorella sacharophila</i>			4,43E+06	1,62E+07		
<i>Chlorella vulgaris</i>	1,62E+07	5,90E+06	2,51E+07	2,07E+07	1,17E+08	7,53E+07
<i>Chlorococcum sp.</i>						
<i>Chlorococcum sp.</i>						4,43E+06
<i>Coenocystis sp.</i>					4,43E+06	
<i>Coenocystis tapasteana</i>					4,28E+08	
<i>Limnothrix planctonica</i>			1,48E+06			
<i>Navicula sp.</i>						
<i>Pedinomonas minutissima</i>			2,95E+06			
<i>Peridinium sp.</i>	1,48E+06	5,90E+06	4,43E+06	2,07E+07		
<i>Pseudanabaena rosea</i>				3,31E+08		
<i>Scenedesmus acutus</i>			4,43E+06	1,48E+06		
<i>Scenedesmus peccensis</i>						
<i>Synechocystis aquatilis</i>						
<i>Tetradasmus obliquus</i>						
Total	1,77E+07	2,51E+07	6,49E+07	4,46E+08	7,00E+08	1,82E+08

Poblaciones de microalgas en PBR-PPB

Etapa	Etapa 1						
Fecha	06/08/2017	13/08/2017	20/08/2017	27/08/2017	03/09/2017	10/09/2017	17/09/2017
Días	7	14	21	28	35	42	49
<i>Aphanothece saxicola</i>							
<i>Chlorella kessieri</i>							
<i>Chlorella minutissima</i>							
<i>Chlorella vulgaris</i>							
<i>Chlorococcum sp.</i>							
<i>Cyanobium sp.</i>							
<i>Pseudanabaena rosea</i>							
<i>Scenedesmus obliquus</i>							
<i>Synechococcus sp.</i>							
Total	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00

Etapa	Etapa 1					Etapa 2	
Fecha	24/09/2017	01/10/2017	08/10/2017	15/10/2017	22/10/2017	29/10/2017	05/11/2017
Días	56	63	70	77	84	91	98
<i>Aphanothece saxicola</i>							
<i>Chlorella kessieri</i>							
<i>Chlorella minutissima</i>							
<i>Chlorella vulgaris</i>						2,95E+06	
<i>Chlorococcum sp.</i>							
<i>Cyanobium sp.</i>							
<i>Pseudanabaena rosea</i>							
<i>Scenedesmus obliquus</i>						1,48E+06	
<i>Synechococcus sp.</i>							
Total	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	0,00E+00	4,43E+06

Etapa	Etapa 2						Etapa 3
Fecha	12/11/2017	19/12/2017	26/11/2017	03/12/2017	17/12/2017	24/12/2017	31/12/2017
Días	105	142	119	126	140	147	154
<i>Aphanothece saxicola</i>							
<i>Chlorella kessieri</i>							
<i>Chlorella minutissima</i>							1,77E+07
<i>Chlorella vulgaris</i>		2,95E+06	7,38E+06		5,90E+06	1,48E+06	1,48E+06
<i>Chlorococcum sp.</i>			1,48E+06			2,95E+06	
<i>Cyanobium sp.</i>							
<i>Pseudanabaena rosea</i>							
<i>Scenedesmus obliquus</i>							
<i>Synechococcus sp.</i>						5,90E+06	
Total	0,00E+00	2,95E+06	8,86E+06	0,00E+00	5,90E+06	1,03E+07	1,92E+07

Etapa	Etapa 3					
Fecha	07/01/2018	21/01/2018	28/01/2018	11/02/2018	04/03/2018	11/03/2018
Días	161	175	182	195	216	223
<i>Aphanothece saxicola</i>	3,84E+07				4,72E+07	
<i>Chlorella kessieri</i>	1,48E+06					
<i>Chlorella minutissima</i>		4,43E+06	1,48E+06			
<i>Chlorella vulgaris</i>						
<i>Chlorococcum sp.</i>						
<i>Cyanobium sp.</i>					8,66E+07	6,94E+07
<i>Pseudanabaena rosea</i>		7,68E+07			5,90E+07	6,79E+07
<i>Scenedesmus obliquus</i>						
<i>Synechococcus sp.</i>						
Total	3,99E+07	8,12E+07	1,48E+06	0,00E+00	1,93E+08	1,37E+08

Contenido en C, N y P de los microorganismos

		C (%)	N(%)	P (%)
AB	Etapa I	44,8	7,0	0,62
	Etapa II	52,3	9,1	0,769
	Etapa III	47,0	6,6	0,476
PPB	Etapa I	50,7	8,7	0,723
	Etapa II	53,0	8,7	0,724
	Etapa III	51,1	7,8	0,636

Tasa de recuperación de los microorganismos de C, N y P

		C (%)	N(%)	P (%)
AB	Etapa I	62	36	94
	Etapa II	71	46	88
	Etapa III	69	39	50
PPB	Etapa I	38	25	60
	Etapa II	64	43	80
	Etapa III	58	41	61